

**Wirkungen des Rhizobakteriums *Bacillus subtilis* auf den Befall von
Tomatenpflanzen durch Wurzelgallen- (*Meloidogyne* spp.) und
Wurzelläsions-Nematoden (*Pratylenchus* spp.)**



DISSERTATION

zur Erlangung des akademischen Grades

doctor rerum agriculturalarum

(Dr. rer. agr.)

eingereicht an der

Landwirtschaftlich-Gärtnerischen Fakultät

der Humboldt-Universität zu Berlin

von

Dipl. Gartenbau Ingenieur Eshetu Ahmed Seid

geboren am 01.01.1966 in Dessie (Wollo), Äthiopien

Präsident

der Humboldt-Universität zu Berlin

Prof. Dr. Dr. h. c. Hans Meyer

Dekan

der Landwirtschaftlich-Gärtnerischen Fakultät:

Prof. Dr. Dr. h. c. Ernst Lindemann

Gutachter 1. Prof. Dr. Dr. h. c. H. Bochow

2. Prof. Dr. Richard A. Sikora

Tag der mündlichen Prüfung: 15.01.99

my parents

Abstract

Effects of rhizobacterium *Bacillus subtilis* on the infestation of tomato plants with root-knot (*Meloidogyne* spp.) and lesion nematodes (*Pratylenchus* spp.). Eshetu Ahmed Seid, Humboldt-University to Berlin, Agricultur-Horticultural Faculty, Phytomedicine, Dorfstr. 9, 13057 Berlin, Germany

Investigations were made to know about the effects of *Bacillus subtilis* and its metabolites on the infestation of tomato plants with root-knot and lesion nematodes. Further more, experiments were carried out to clear up the mode of actions of *B. subtilis* and its culture filtrates on infestation of tomato seedlings and reproduction of root-knot nematodes.

Substrate applications of *B. subtilis* FZB 24[®] led to an increase of infestation intensity and reproduction of root-knot nematodes (*M. arenaria*). Even though, bacterized and inoculated plants with root-knot nematodes showed better growth than with bacteria untreated plants (induced tolerance). In addition „antibiotica free“ culture filtrates (CF) from transitional and stationary bacterial growth phase also promoted reproduction of root-knot nematodes. These CF elicited tolerance of tomato plants towards *Meloidogyne* too. It was proved that *B. subtilis* could induce a systemic reaction of tomato plants towards root-knot infestation. Besides that test plants treated with *B. subtilis* (cells) or CF were more attractive to *Meloidogyne*-Larvae (*M. arenaria* & *M. incognita*) than untreated ones. CF in 50, 10 and 1% concentrations did not have a nematocidal effect on the root-knot larvae. KNO₃ - the carrier of the bacterial preparation (*B. subtilis* FZB 24[®]) - had also the same effects on infestation and reproduction of root-knot nematodes. Plant growth was promoted due to application of KNO₃. The use of nematode trapping fungus, *Arthrobotrys superba* gave some range of nematode (root-knot) control (30% gall reduction). Whereas, with the combination of *A. superba* and *B. subtilis* FZB 24[®] the effect of the fungus was reduced. The application of exogenic phytohormones and precursors showed no effect on plant growth. Reproduction of *Meloidogyne* was promoted by IAA and combination of IAA and kinetin (not significant). In the tested concentrations of these phytohormones there was no direct mortality effect on root-knot larvae. Content of some enzymes (chitinase, glucanase and peroxidase) from shoot of treated tomato plants was determined.

B. subtilis-Isolates (FZB 24[®] and S18) reduced the population of lesion nematodes, *Pratylenchus penetrans* in attacked plants (not significant) [9% per root system and 15-20% per g root]. The treatment improved the predisposition of the plants to lesion nematodes (induced resistance). Plant growth was also improved. There was no difference between the bacterial isolates in their effect. KNO₃ reduced also nematode population.

In general the results would be explained and discussed towards possible mode of actions of rhizobacterium *B. subtilis* and nematode trapping fungus *A. superba*.

Kurzfassung

Wirkung des Rhizobakteriums *Bacillus subtilis* auf den Befall von Tomatenpflanzen durch Wurzelgallen- (*Meloidogyne* spp.) und Wurzelläsions-Nematoden (*Pratylenchus* spp.). Eshetu Ahmed Seid, Humboldt-Universität zu Berlin, Landwirtschaftlich-Gärtnerische Fakultät, FG Phytomedizin, Dorfstr. 9, 13057 Berlin, Deutschland

Untersuchungen wurden durchgeführt, um die Wirkung von *B. subtilis* und deren Metaboliten auf den *Meloidogyne*- und *Pratylenchus*-Befall und ihre Vermehrung festzustellen sowie um die möglichen Wirkmechanismen zu studieren.

Substratbehandlungen mit *B. subtilis* FZB 24[®] führten zu einem höheren *Meloidogyne*-Befall und einer verstärkten Nematodenvermehrung. Trotz verstärktem Befall wurde das Pflanzenwachstum verbessert (induzierte Toleranz). Weiterhin wurden durch „antibiotikafreie“ Kulturfiltrate (KF) aus der bakteriellen Übergangs- und stationären Phase ähnliche Wirkungen erzielt. Außerdem wurde eine systemische Wirkung von *B. subtilis* auf den *Meloidogyne*-Befall an Tomate nachgewiesen. *B. subtilis* bzw. die KF-behandelte Testpflanzen zeigten stärkere Anlockwirkung auf *Meloidogyne*-Larven (*M. incognita*, *M. arenaria*) als unbehandelte. KF (50, 10, 1%) von *B. subtilis* zeigten keine nematizide Wirkung auf die *Meloidogyne*-Larven. KNO₃ als Trägersubstanz für das Bakterienpräparat besaß ähnliche Wirkungen auf den *Meloidogyne*-Befall und die Nematodenvermehrung. Ebenfalls wurde das Pflanzenwachstum durch KNO₃-Zufuhr gefördert. Der Einsatz des nematodenfangenden Pilzes *Arthrobotrys superba* reduzierte den *Meloidogyne*-Befall (30% Gallenreduktion). Hingegen wurde durch die kombinierte Anwendung von *A. superba* und *B. subtilis* FZB 24[®] der Bekämpfungserfolg von *A. superba* reduziert. Die exogene Applikation von Phytohormonen bzw. Präkursoren zeigte keine Wirkung auf das Wachstum der Testpflanzen. Die Vermehrung von *Meloidogyne* wurde durch IAA und die Kombination von IAA und Kinetin gefördert. In den getesteten Konzentrationen der Phytohormone wurde keine Wirkung auf die Mortalität der Wurzelgallenälchen- (*Meloidogyne*-) Larven beobachtet. Der Gehalt von Enzymen (Chitinase, Glucanase und Peroxidase) aus dem Sproß behandelter Tomatenpflanzen wurde bestimmt.

B. subtilis-Isolate (FZB 24[®], S18) reduzierten die Population von Wurzelläsionsnematoden, *Pratylenchus penetrans* (nicht signifikant) [9 bzw. 15-20% pro Wurzelsystem bzw. g Wurzel]. Das Pflanzenwachstum wurde an befallenen Pflanzen durch beide Isolate verbessert (induzierte Resistenz). Es wurden keine Unterschiede zwischen den Bakterien-Isolaten festgestellt. KNO₃ führte ebenfalls zu einer Verminderung der Nematodenpopulation.

Die Ergebnisse werden hinsichtlich möglicher Wirkmechanismen des Rhizobakteriums *B. subtilis* und des nematodenfangenden Pilzes *A. superba* zur Regulierung der Nematodenpopulation bei Tomate diskutiert.

Inhaltsverzeichnis	Seite
1. Einleitung	1
2. Literaturübersicht	3
2.1. Bedeutung der Wurzelgallennematoden <i>Meloidogyne</i> spp. und Wurzelläsions- nematoden <i>Pratylenchus</i> spp.	3
2.2. Bekämpfung phytopathogener Nematoden durch Einsatz antagonistischer Mikroorganismen	7
2.3. Biologie und bisherige Erfahrungen zur Wirkung von <i>Bacillus subtilis</i> als antagonistisches und biologisches Mittel für die Pflanzenstärkung	16
3. Zielstellung eigener Untersuchungen	26
4. Material und Methoden	27
4.1. Versuchsorganismen	27
4.1.1. Tomate	27
4.1.2. Nematoden	27
4.1.2.1. Nematodenvermehrung und Inokulumgewinnung	27
4.1.2.2. Auswertung des Befalls von <i>M. arenaria</i> , <i>M. incognita</i> und <i>P. penetrans</i>	29
4.1.3. <i>Arthrobotrys superba</i>	29
4.1.4. <i>Bacillus subtilis</i>	29
4.1.4.1. Anzucht, Herstellung von Sporensuspensionen und Gewinnung von Sterilkulturfiltraten	29
4.2. Substrate	31
4.3. Methoden	32
4.3.1. Untersuchungen zum Einfluß von <i>B. subtilis</i> auf das Pflanzenwachstum und den <i>M. arenaria</i> -Befall	32
4.3.2. Untersuchungen zum Einfluß von <i>B. subtilis</i> -Kulturfiltraten (KF) auf das Pflanzenwachstum und den <i>M. arenaria</i>	33
4.3.3. Untersuchungen zur Wanderung und Invasion von <i>M. incognita</i> bzw. <i>M. arenaria</i> nach <i>B. subtilis</i> - bzw. KF-Behandlung	34
4.3.4. Untersuchungen zur systemischen Wirkung von <i>B. subtilis</i> auf den Pflanzenbefall durch <i>M. incognita</i>	35
4.3.5. Untersuchungen zum Einfluß einer kombinierten Applikation von <i>B. subtilis</i> und <i>Arthrobotrys superba</i> auf den <i>M. arenaria</i> -Befall	37

4.3.6.	Untersuchungen zum Einfluß der <i>B. subtilis</i> Stämme FZB 24 [®] und S18 auf den Befall des Wurzelläsionsnematoden <i>Pratylenchus penetrans</i>	37
4.3.7.	Untersuchungen zum Einfluß von <i>B. subtilis</i> auf die pflanzlichen Enzymaktivitäten	38
4.3.8.	Untersuchungen zum Einfluß synthetischer Phytohormone bzw. Vorstufen auf das Pflanzenwachstum und den <i>M. arenaria</i> -Befall	39
4.4.	Statistische Auswertung der Versuche	40
5.	Ergebnisse	41
5.1.	Untersuchungen zum Einfluß von <i>B. subtilis</i> auf den <i>M. arenaria</i> -Befall und das Pflanzenwachstum in gedämpftem Erds substrat	41
5.1.1.	<i>B. subtilis</i> als Granulatpräparat auf KNO ₃ - Basis	41
5.1.2.	<i>B. subtilis</i> als Granulatpräparat auf Quarzsand-Basis	51
5.1.3.	Einfluß der <i>B. subtilis</i> -Trägersubstanzen auf das Pflanzenwachstum und den <i>M. arenaria</i> -Befall	54
5.2.	Untersuchungen zum Einfluß von <i>B. subtilis</i> auf den <i>M. arenaria</i> -Befall und das Pflanzenwachstum in ungedämpftem Erds substrat	62
5.2.1.	<i>B. subtilis</i> als Granulatpräparat auf KNO ₃ -Basis	62
5.2.2.	<i>B. subtilis</i> als Granulatpräparat auf Quarzsand-Basis	66
5.3.	Untersuchungen zum Einfluß von <i>B. subtilis</i> -Kulturfiltraten (KF) auf das Pflanzenwachstum und den <i>M. arenaria</i> -Befall	68
5.3.1.	Komplexe Kulturfiltrate	68
5.3.2.	Kulturfiltrate mit Ausfällung der Lipopeptid-Antibiotika	69
5.3.3.	Fraktion G ₃ des Kulturfiltrates und Bion [®]	72
5.4.	Untersuchungen zur Wanderung und Invasion von <i>M. incognita</i> bzw. <i>M. arenaria</i> nach <i>B. subtilis</i> - und KF-Behandlung der Pflanzen	75
5.4.1.	Anlockung durch <i>B. subtilis</i> behandelte Pflanzen	75
5.4.2.	Wanderung und Pflanzen-Invasion bei <i>B. subtilis</i> -Kulturfiltrat-behandelten Pflanzen	78
5.4.3.	Einfluß der <i>B. subtilis</i> -Kulturfiltrate auf die Mortalität der <i>M. arenaria</i> -Larven (L ₂) <i>in vitro</i>	79
5.5.	Untersuchungen zur systemischen Wirkung von <i>B. subtilis</i> auf den <i>M. incognita</i> - Befall	80
5.5.1.	Einseitige Nematodeninokulation im „Split-root-system“	80

5.5.2.	Zweiseitige Nematodeninokulation im „Split-root-system“	82
5.6.	Untersuchungen zum Einfluß einer kombinierten Applikation von <i>Arthrobotrys</i> <i>superba</i> und <i>B. subtilis</i> auf den <i>M. arenaria</i> -Befall	86
5.7.	Untersuchungen zum Einfluß der <i>B. subtilis</i> Stämme FZB 24 [®] und S18 auf den Wurzelläsionsnematodenbefall - <i>Pratylenchus penetrans</i>	90
5.7.1.	<i>B. subtilis</i> FZB 24 [®]	90
5.7.2.	<i>B. subtilis</i> -Stämme FZB 24 [®] und S18	93
5.8.	Untersuchungen zum Einfluß von <i>B. subtilis</i> auf die pflanzlichen Enzymaktivitäten	95
5.9.	Untersuchungen zum Einfluß synthetischer Phytohormone bzw. Vorstufen auf das Pflanzenwachstum und den <i>M. arenaria</i> -Befall	96
5.9.1.	Einfluß synthetischer Phytohormone bzw. Vorstufen auf die Mortalität der <i>M. arenaria</i> -Larven (L ₂) <i>in vitro</i>	96
5.9.2.	Einfluß synthetischer Phytohormone bzw. Vorstufen auf das Pflanzenwachstum und den <i>M. arenaria</i> -Befall <i>in vivo</i>	97
6.	Diskussion der Ergebnisse und Schlußfolgerungen	99
7.	Zusammenfassung	124
8.	Literatur	126
	Eidestattliche Erklärung	167
	Danksagung	168
	Lebenslauf	169

Verwendete Abkürzungen:

Abb.	= Abbildung
FZB	= Forschungszentrum für Biotechnologie
g	= relative Erdbeschleunigung
HSD	= Grenzdifferenz des Tukey-Tests (highest significant difference)
IAA	= Indol-3-yllessigsäure
IPyA	= Indol-3-ylpyruvatsäure
KDA	= Kartoffel-Dextrose-Agar
kDa	= Kilodalton
KF	= Kulturfiltrate
log.	= logarithmisch
NAA	= Naphthyllessigsäure
PGPR	= Plant Growth Promoting Rhizobacteria
ppm	= Teile einer Million (parts per million)
pp.	= Page (Seite)
S.	= Seite
st.	= stationär
Tab.	= Tabelle
üb.	= übergangs
v	= volumen
VAM	= vesikulär-arbuskuläre Mykorrhizapilze

1. Einleitung

Global gesehen sind Wurzelgallenälchen (*Meloidogyne* spp.) die weltweit verbreitetste und wirtschaftlich bedeutendste Gruppe pflanzenparasitärer Nematoden, gefolgt von den Gattungen *Pratylenchus* und *Heterodera* (MAI, 1985; SASSER, 1977). Im Weltmaßstab wird der wirtschaftliche Schaden durch Nematoden auf 10% geschätzt (SASSER, 1971). Auf stark verseuchten Feldern treten nicht selten Ertragsverluste von über 50% auf, in Einzelfällen ist Totalverlust möglich (DECKER & FRITZSCHE, 1991). Weiterhin können Nematoden den Anbau von bestimmten Dauerkulturen auf stark verseuchten Flächen verhindern.

Die Nematoden schädigen die Pflanzen durch mechanische Verletzungen, Entzug von Wasser und Nährstoffen und somit durch Verlangsamung ertragsbildender Prozesse. Darüber hinaus bieten sie anderen bodenbürtigen Krankheitserregern Eintrittsöffnungen. Nicht selten bilden Nematoden mit vielen Krankheitserregern aus der Gruppe der Bakterien und Pilze Krankheitskomplexe (NAPIERE, 1980; SELLAM et al., 1980; TAYLOR, 1990), d.h. es kommt zu synergistischen Schädigungen der Kulturpflanzen, die bis zur Aufhebung einer vorhandenen Resistenz der Pflanze gegen bestimmte Erreger führen können. So kann die Gattung *Meloidogyne* z. B. in synergistischer Assoziation mit anderen Nematoden wie *Rotylenchus reniformis* (SINGH, 1976; KHEIR & OSMAN, 1977; KHAN et al., 1985) auftreten.

Die intensive Nutzung der Ackerfläche in der modernen Landwirtschaft und im Gartenbau führt zu häufigem Einsatz von chemischen Pflanzenschutzmitteln nicht zuletzt auch zur Bekämpfung von Nematoden. Die Anwendung von Nematiziden bietet allerdings nur eine kurzfristige Lösung und zeigt keine nachhaltige Wirkung auf die Nematodenpopulation. Außerdem führt sie zu einer starken Belastung von Luft, Wasser und Boden und ist damit ökologisch nicht vorteilhaft. Die entsprechenden Anforderungen an moderne chemische Pflanzenschutzmittel sind enorm gestiegen und damit auch die Kosten für ihre Entwicklung. Weiterhin hat aus ökologischen und toxikologischen Gründen die Palette der zugelassenen Nematizide drastisch abgenommen (ANONYM, 1997). Schließlich führt die häufige Anwendung von Nematiziden auch zur Bildung von resistenten Schädlingspopulationen.

Nicht chemisch ist die Bekämpfung phytopathogener Nematoden durch den Anbau resistenter Sorten und die Einhaltung der Fruchtfolge, die allerdings genaue Kenntnis über die Zusammensetzung der Nematodenpopulation erfordert, durchführbar.

Die Aufgabe der Phytomedizin ist es, die Gesundheit und die Leistungsfähigkeit der Nutzpflanzen zu gewährleisten, ohne dabei ernsthafte ökologisch und toxikologisch negative Auswirkungen für Umwelt, Anwender oder Verbraucher hervorzurufen. Unter diesem Aspekt stellen unter den nicht chemischen Maßnahmen besonders biologische Bekämpfungsstrategien im Rahmen des integrierten Pflanzenschutzes eine wichtige Komponente dar.

Eine von vielen Möglichkeiten des biologischen Pflanzenschutzes besteht darin, durch eine gezielte Förderung oder Einbringung von Antagonisten bzw. Nutzorganismen die Schaderreger zu unterdrücken (KERRY, 1990).

Seit mehr als 100 Jahren arbeitet man mit pilzlichen Antagonisten gegen phytopathogene Nematoden. Dazu gehören auch nematodenfangende Pilze der Gattung *Arthrobotrys*. Trotz dieser relativ langen Forschungszeit ist jedoch ein größer praktischer Erfolg noch nicht erreicht, insbesondere wegen der unzureichenden Wirkung und der geringen Wirkungssicherheit.

Der Einsatz von Rhizobakterien zur biologischen Bekämpfung von Pflanzenkrankheiten und zur Förderung des Pflanzenwachstums wurde in den vergangenen Jahren mit größerem Erfolg praktiziert (HUBER et al., 1987; SIKORA, 1988; SIKORA & HOFFMANN-HERGARTEN, 1992; SCHMIEDEKNECHT et al., 1994; BOCHOW, 1995). Die Suche nach geeigneten Rhizobakterien gegen phytopathogene Nematoden wurde erst vor ca. 15 Jahren begonnen (ZAVALETA-MEJIA & GUNDY, 1982). Zur Zeit nehmen zwei Gattungen, *Pseudomonas* spp. und *Bacillus* spp. die stärkste wissenschaftliche Aufmerksamkeit in Anspruch. Aufgrund der leichten Formulierbarkeit (Sporenbildung) und der komplexen phytosanitären Wirkung werden dabei *Bacillus* spp. vorzugsweise als potentielle Nutzorganismen für einen biologischen Pflanzenschutz erachtet (SUSLOW & SCHROTH, 1982; BOCHOW, 1990).

Mit verschiedenen *B. subtilis*-Isolaten aus der Sammlung der FZB Biotechnik GmbH Berlin wurden umfangreiche Erfahrungen zunächst gegenüber pilzlichen Pathogenen gesammelt (ABOU-SHAAR, 1988; AL-RASHID, 1988; BOCHOW, 1989,1991; HENTSCHEL, 1991; BOCHOW & GANTCHEVA, 1995). Es liegen jedoch kaum Untersuchungen mit diesen Bakterien gegen phytopathogene Nematoden vor.

Dieser Problemstellung widmet sich die vorliegende Arbeit, bezogen auf die zwei wichtigen Nematodentypen Wurzelgallenälchen, *Meloidogyne* spp. und wandernde Wurzelläsionsnematoden, *Pratylenchus* spp.

2. Literaturübersicht

2.1. Bedeutung der Wurzelgallennematoden *Meloidogyne* spp. und Wurzelläsionsnematoden *Pratylenchus* spp.

Wurzelgallennematoden - *Meloidogyne* spp.

Wurzelgallennematoden wurden zum ersten Mal von BERKELEY (1855) an Gewächshausgurken beschrieben. Wurzelgallennematoden sind obligate, sedentäre Wurzelparasiten. Sie gelten als die weltweit verbreitetsten pflanzenparasitären Nematoden. Bis heute sind etwa 80 verschiedene Arten der Gattung *Meloidogyne* bekannt (STURHAN, 1995). Die häufigsten sind *M. incognita*, *M. arenaria*, *M. javanica* und *M. hapla*. Dabei treten die drei erst genannten Arten hauptsächlich in den Tropen und Subtropen im Freiland und *M. hapla* in gemäßigten Klimaregionen auf. In Mitteleuropa richten sie große Schäden an Gewächshauskulturen an. Es existieren 4 Rassen von *M. incognita*, jeweils 2 von *M. arenaria* und *javanica*. Die vier *Meloidogyne*-Arten sind polyphag. Das Wirtspflanzenspektrum dieser Arten umfaßt über 2000 Pflanzenarten. Wurzelgallennematoden haben mehrere Generationen innerhalb einer Vegetationsperiode, weshalb sie eine hohe Populationsdynamik aufweisen.

Ihre Vermehrung wird von Umweltfaktoren wie Temperatur, Feuchtigkeit und Wirtspflanzenart beeinflusst (DECKER, 1969; ABRANTES & SANTOS, 1990). Die Temperatur steuert z. B. die Populationsdynamik von *Meloidogyne* durch Beeinflussung der Entwicklung der Eier (VRAIN et al., 1978; GOODELL & FERRIS, 1989), der Aktivität des 2. Larvenstadiums (L₂) im Boden und des Eindringens in die Wurzel (VRAIN et al., 1978; PORT & GUNDY, 1981; ROBERTS et al., 1981; ROBERTS, 1987; GOODELL & FERRIS, 1989). Weiterhin wird das Wachstum, die Entwicklung und die Vermehrung der Larven nachdem sie sich in den Wurzeln niedergelassen haben durch die Temperatur reguliert (VRAIN et al., 1978; ROBERTS et al., 1981; ROBERTS, 1987).

Weltweit werden die durchschnittlichen jährlichen Ertragsverluste durch Wurzelgallenälchen auf 8-11% geschätzt (LUCAS et al., 1992). Die Ertragsverluste liegen in „nichtindustrialisierten Ländern“ etwa bei 25-50% (LUCAS et al., 1992).

Zum einen können Nematoden durch pathogene Erreger bedingte Schäden durch Erhöhung der Prädisposition der Pflanzen, noch verstärken (SIDHU, 1978). So förderte z. B. *M. hapla* das durch *Rhizoctonia solani* verursachte Jungpflanzensterben der Sojabohne sowie *M. incognita* und den Befall von *R. solani* an Okra und Tomate (GOLDEN & GUNDY, 1975). Ferner wurden synergistische Effekte zwischen Wurzelgallennematoden (*M. incognita acrita*) und pathogenen Pilzen wie *Alternaria tenuis*, *Fusarium oxysporum* f.sp. *vasinfectum* (CAUQUIL & SHEPHERD, 1970; GARBER et al. 1979), *Glomerella gossypii* und *Rhizoctonia solani* an Baumwolle (CAUQUIL & SHEPHERD, 1970), sowie zwischen *M. arenaria* und *Phytophthora cryptogea* an *Gerbera jamesonii* festgestellt (SCHLANG & SIKORA, 1978). Zum anderen kann *Meloidogyne* die vorhandenen Resistenzen von Kulturpflanzen gegenüber bestimmten Erregern aufheben. Die Resistenz von Baumwolle gegen *Fusarium oxysporum* f.sp. *vasinfectum* wurde durch gleichzeitigen Befall mit Wurzelgallennematoden (*M. incognita*) aufgehoben. Nach BOWMAN & BLOOM (1966) wurde die Resistenz von Tomaten ebenfalls gegen die *Fusarium*-Welke durch einen *Meloidogyne incognita*-Befall durchbrochen. SIDHU (1978) berichtete über die Aufhebung der Resistenz von Tomate gegen die *Verticillium*-Welke durch Wurzelgallennematoden. Weiterhin werden auch die negativen Auswirkungen abiotischer Stressfaktoren auf Kulturpflanzen verstärkt. MAGGENTI & HARDAN (1973) stellten einen verstärkt negativen Einfluß von Salinität auf Tomate fest, wenn die Pflanzen mit *M. javanica* inokuliert waren.

Wechselwirkungen zwischen Wurzelgallennematoden und phytopathogenen Bakterien wurden von vielen Autoren beschrieben (LUCAS et al., 1955; FUKUDOME & SAKASEGAWA, 1972; MOURA et al., 1975). Synergistische Effekte wurden ebenfalls zwischen Wurzelgallennematoden und pathogenen Viren an mehreren Pflanzen festgestellt (RYDER & CRITTENDEN, 1962; SWARUP & GOSWAMI, 1969; KHURANA et al., 1970; GOSWAMI & RAYCHAUDHURI, 1973). Das Tabakringfleckenvirus (TRSV) und das Tabakmosaikvirus (TMV) können die Wirt-Parasit-Beziehung von *M. javanica* beeinflussen (BIRD, 1969).

Die Gattung *Meloidogyne* kann auch in Kombination mit anderen Nematoden wie *Rotylenchulus* (SINGH, 1976; KHEIR & OSMAN, 1977; KHAN et al., 1985) oder *Pratylenchus* (SIKORA et al., 1972) an verschiedenen Kulturpflanzen vorkommen.

Die meisten *Meloidogyne* spp. vermehren sich parthenogenetisch. In der Regel werden Männchen nur bei schlechten Nahrungs- (TRIANTAPHYLLOU, 1960) oder ungünstigen Klimabedingungen gebildet (LAUGHLIN et al., 1969). Die Temperatur ist ein wichtiger Faktor für die Embryoentwicklung und das Schlüpfen von *Meloidogyne* spp. (WALLACE, 1971; HUANG & PEREIRA 1994). GUNDY et al. (1967) ermittelten eine Infektionstüchtigkeit von bis zu 32 Tage alter *M. javanica*-Larven nach Haltung *in vitro*. Ein Nachlassen der Infektiösität und Bewegungsaktivität trat bei *M. javanica* erst ein, wenn 50-60 % des Körperinhaltes verbraucht waren. Wurzelgallennematoden besitzen keine Überdauerungsform wie die meisten Pilze und Bakterien. Trotzdem können die Eier bis zu zwei Jahre im Boden überlebensfähig bleiben (HASSAN et al., 1993). Die Matrix von *Meloidogyne* spp. wird bei zunehmender Austrocknung undurchlässiger für Wasser (WALLACE, 1968).

Mit Wurzelgallenälchen befallene Pflanzen zeigen an oberirdischen Pflanzenteilen Wachstumsdepressionen, Welkeerscheinungen - insbesondere während der heißen Stunden des Tages - und Gelbfärbungen der Blätter. Stark befallene Pflanzen können eingehen. Wie der Name Wurzelgallennematoden (root-knot nematodes) besagt, verursacht die Gattung *Meloidogyne* Gallen (knots) an den Wurzeln anfälliger Pflanzen. Allerdings ist gelegentlich auch eine Gallenbildung durch diese Nematoden an oberirdischen Pflanzenteilen möglich (STEINER et al.; 1934; STEINER, 1940; GOLDEN, 1953; POWELL & MOORE, 1961; MILLER & EDUARDO, 1962; WONG & WILLETS, 1969). Die histologischen Untersuchungen von WONG und WILLETS (1969) und WONG (1964) an Tomaten und Bohnen zeigten, daß keine Unterschiede bezüglich der Art, der Anzahl und des Ursprungsgewebes zwischen den Riesenzellen in den Wurzeln und denen in den oberirdischen Teilen festgestellt werden konnten.

Wurzelläsionsnematoden - *Pratylenchus* spp.

Bis heute sind etwa 46 Arten beschrieben (HOOPER & EANS, 1993). Die Hauptarten sind *P. brachyurus*, *P. coffeae*, *P. fallax*, *P. goodeyi*, *P. loosi*, *P. neglectus*, *P. penetrans*, *P. thornei*, *P.*

vulvus, und *P. zae* (HOOPER & EANS, 1993). Die Gattung *Pratylenchus* ist weltweit verbreitet und hat eine wandernde, endoparasitische Lebensweise. *Pratylenchus*-Nematoden verursachen große Schäden an vielen Kulturpflanzen, insbesondere an Baumschulkulturen. Viele Erscheinungen, die landläufig als „Bodenmüdigkeit“ bezeichnet werden, gehen ursächlich mit auf diese Nematodenarten zurück (DECKER, 1960). Die Wurzeln der befallenen Pflanzen zeigen braune bis schwarze nekrotische Stellen (Läsionen).

Die Gattung *Pratylenchus* hat vier Larvenstadien; die Adulten einiger Arten vermehren sich parthenogenetisch und andere amphimiktisch (POTTER & OLTHOF, 1993). Sie können als Larven und erwachsene Tiere die Wurzeln befallen, d.h. wie bei den Wurzelgallennematoden gibt es kein sogenanntes Infektionsstadium. Allerdings scheinen die Larven des 4. Stadiums aktiver zu sein als jüngere Stadien.

Umweltfaktoren wie Temperatur (MAMIYA; 1971), Wirtspflanze, Feuchtigkeit usw. haben großen Einfluß auf die Entwicklung der Nematoden und den Befall an Kulturpflanzen. Der Gesamtentwicklungszyklus vom Ei über die Larvenstadien und das geschlechtsreife Tier bis hin zur Eiablage dauert unter gemäßigten Klimaverhältnissen in Abhängigkeit von den Umweltbedingungen etwa 6 bis 8 Wochen (DECKER, 1969). Die Bewegung von *P. penetrans* im Boden und das Eindringen in die Wirtspflanzenwurzel ist am größten, wenn die Feuchtigkeit des Substrates ihre Feldkapazität erreicht hat (TOWNSHEND & WEBBER, 1971; TOWNSHEND, 1972). Mit *P. penetrans* infizierte Pflanzen brauchen weniger Wasser pro Tag als nicht infizierte Pflanzen (TOWNSHEND & MARKS, 1976).

Pratylenchus spp. gehen Interaktionen mit anderen Mikroorganismen wie phytopathogenen Pilzen, Bakterien und Nematoden ein. Die Beziehungen von *Pratylenchus* mit anderen Organismen können unterschiedlich ausfallen (positiv, negativ und neutral).

Synergistische Wirkungen wurden bei vielen Pflanzenkrankheitserregern und wandernden Wurzelläsionsnematoden nachgewiesen (MCKEEN & MOUNTAIN, 1960; MOUNTAIN & MCKEEN, 1960; FAULKNER & SKOTLAND, 1965; FAULKNER & BOLANDER, 1969; SANTO & HOLTZMANN, 1970; MARTIN et al., 1982; KOTCON et al., 1985; ROWE et al., 1985; JORDAAN et al., 1987; FRANCL et al., 1988; MACGUIDWIN & ROUSE, 1990; BOWERS et al., 1996; SAEED et al., 1997A, 1997B) wie z. B. zwischen *Verticillium dahliae* und *P. minyus* bzw. *P. penetrans*

(ROWE et al., 1985), obwohl die Erreger an zwei getrennten Wurzelteilen („Split-root-system“) inokuliert wurden (FAULKNER et al., 1970). Eine Interaktion von *P. minyus* mit *Rhizoctonia solani* bei Weizen (MOUNTAIN, 1954) und *P. penetrans* mit *Trichoderma viride* führte zur stärkeren Reduktion von Wurzel- und Sproßwachstum an Alfalfa (*Medicago sativa*) und Sellerie [*Apium graveolens*] (EDMUNDS & MAI, 1966). Die genauen Mechanismen bei der Veränderung der Prädisposition der Kulturpflanze durch einen primären Nematodenbefall zu anderen Pathogenen sind noch nicht geklärt. Nach PITCHER (1965) ist es eine Verschiebung in der Wirt-Pathogen-Bilanz, bedingt durch Verbesserung des Nährstoffangebots für die Pilze. BERGESON (1972) sprach von der Veränderung des Wirtsstatus zu Pathogenen („Making a poor host a good host“).

Die mit *P. penetrans* befallenen Stellen der Wurzeln werden durch die Wirkung der Enzyme und Toxine sowie das Saugen der Nematoden zerstört (nekrotisiert). Befallene Pflanzen zeigen an oberirdischen Teilen Wachstumsdepressionen und werden schließlich gelb. Die Folge sind Ertragsdepressionen bis hin zum Absterben der Pflanze.

2.2. Bekämpfung phytopathogener Nematoden durch Einsatz antagonistischer Mikroorganismen

Im Boden leben viele verschiedene Mikroorganismen. Rhizosphärenmikroorganismen befinden sich in ständigen Wechselwirkungen untereinander und mit den Pflanzenwurzeln. Nach MANKAU (1980A) sind folgende Eigenschaften für einen wirksamen Antagonisten erwünscht:

- Durchsetzung in der ökologischen Nische
- Wirtsspezifität
- Koinzidenz mit dem Schaderreger
- Fähigkeit schlechte Bedingungen zu überleben

Als Antagonisten von Nematoden kommen Bakterien, Pilze, Viren, Rickettsien und Prädatoren wie Milben, Collembolen (JATALA, 1986) und Nematoden (MANKAU, 1980B) vor.

Einsatz von Pilzen

Nematophage Pilze sind als erstes von ZOPF (1888) und von anderen Autoren (DRECHSLER, 1941; DUDDINGTON, 1955; PRAMER, 1964; SOPRUNOV, 1966) beschrieben worden. Im Gegensatz zu anderen Antagonisten sind nematophage Pilze verbreiteter und besser untersucht (DOWE, 1987). Bis heute kennt man etwa 160 Pilzarten als Feinde von Nematoden (KRIEG & FRANZ, 1989). Für die ausführliche Darstellungen von pilzlichen Antagonisten sei hier auf die Arbeiten von DOWE (1987) verwiesen.

Nematodenfangende Pilze

Die räuberischen Pilzarten haben eine saprophytische Lebensweise in ihrem Substrat. Sie besitzen klebrige Hyphen oder bilden bei Anwesenheit von Nematoden bzw. durch andere Reize ausgelöst, spezielle Fangorgane, mit denen sie ihre Beute fangen (DOWE, 1987). Diese wird dann durch ausgeschiedene Nematizide getötet. Bei *Arthrobotrys oligospora* und *A. conoides* wurde beispielsweise Linolsäure als Nematizid festgestellt (ANKE et al., 1995). Von *Nematoctonus robustus* und *N. concurrens* wurden Pleurotin, Dihydropleurotinsäure und Leukopleurotin als Nematizide isoliert (ANKE et al., 1995). Anschließend wachsen Ernährungshyphen in den Körper hinein. Nach BALAN & GERBER (1972) erfolgt die schnelle Abtötung der gefangengehaltenen Nematoden beispielsweise bei *A. dactyloides* durch Ammoniak, das vom Pilz gebildet wird. Außerdem locken Pilze ihre Beute durch bestimmte Ausscheidungen an. Allerdings scheint diese Anlockwirkung von dem Grad der saprophytischen Lebensweise des Pilzes abzuhängen (JANSSON & NORDBRING-HERTZ, 1980B). Die Fangorganbildung wird von verschiedenen Substanzen bzw. Reizen ausgelöst wie von lebenden Nematoden oder Nematodenextrakten (GALSKY et al., 1974; MONOSON et al., 1974; KERRY & CRUMP, 1977). Solche Substanzen, die die Bildung von Fangorganen induzieren, werden als Nemin bezeichnet. Nemin sind Polypeptide oder Aminosäuren (GALSKY et al., 1974). Allerdings hält NORDBRING-HERTZ (1977) Peptide und Aminosäuren nur zum Teil dafür verantwortlich und stellt fest, daß weitere flüchtige Substanzen oder direkte Kontakte der Nematoden mit den Hyphen daran beteiligt sein müssen.

KERRY et al. (1980) bewiesen die Bedeutung der Pilze als Antagonisten gegen Nematoden indirekt durch die Behandlung des Bodens mit Formalin. In den behandelten Parzellen stellten die Autoren eine Vermehrung der Nematoden (*Heterodera avenae*) fest, die sie mit der

Vernichtung der räuberischen Pilze erklärten. Mit nematophagen Pilzen wie *Arthrobotrys oligospora* und *Monacrosporium cionopagum* liegen sehr beachtliche Untersuchungen über die Bekämpfung von *M. hapla* und *M. incognita* vor (JANSSON & NORDBRING-HERTZ, 1980A; BLENDER & JANSEN, 1994). AL-HAZMI et al. (1982) erreichten durch die Applikation von *A. conoides* eine *Meloidogyne*-Befallsreduktion um 84% an *Zea mays* unter Gewächshausbedingungen. Der Einsatz von *A. tortor* unterdrückte den *Meloidogyne*-Befall um 84-90% in Steinwolle und Erds substrat (JAWICH & BOCHOW, 1989). *A. irregularis* war effektiv gegen *Meloidogyne* spp. (CAYROL, 1983). JACOBS (1997) erzielte auch eine Befallsminderung durch Einsatz von *A. superba* im Gewächshaus. Raubpilzpräparate, wie „Royal 300“, das aus dem nematodenfangenden Pilz *A. robusta* besteht und gegen *Ditylenchus myceliophagus* in der Champignonzucht angewendet wird (CAYROL et al., 1978) sowie „Royal 350“ (*A. irregularis*), das gegen *Meloidogyne* spp. an Tomate eingesetzt wird (CAYROL & FRANKOWSKI, 1979), wurden bereits kommerziell in Frankreich hergestellt. Mittlerweile ist ihre Produktion eingestellt, da ihre Wirksamkeit nicht ausreichend war (HOFFMANN-HERGARTEN, 1995).

Die leichte Vermehrbarkeit auf synthetischen Nährmedien, niedrige Nährstoffansprüche und geringe Empfindlichkeit gegen fungistatische Wirkungen zeichnen die räuberischen Pilzen aus. Die Unspezifität der Beuteauswahl und die kurze Dauer der Fangaktivität der Pilze sind auf der anderen Seite für den Einsatz in der biologischen Bekämpfung einschränkende Faktoren (MANKAU, 1980B; JATALA, 1986; STIRLING, 1991).

Endoparasiten - Ei- und Weibchenparasiten

Bei Endoparasiten erfolgt der Entwicklungszyklus der Pilze (mit Ausnahme der Sporenbildung) im Körper des Wirtes. Die Infektion erfolgt percutan. In einzelnen Fällen besteht eine sehr enge Wirt-Parasit-Beziehung. Diese Pilzarten sind teilweise wirtsartspezifisch.

Nematophthora gynophila wirkt als Endoparasit gegen Weibchen von *Heterodera avenae* (LYSEK, 1987). *Paecilomyces lilacinus* und *Verticillium chlamydosporium* bewirkten eine Unterdrückung des *Meloidogyne*-Befalls (GASPARD et al., 1990; SIDDIQUI & MAHMOOD, 1992, 1993A). CABANILLAS et al. (1988) berichteten über die Verhinderung bzw. starke Verminderung der Anzahl der Gallen und Riesenzellenbildung durch Einsatz von

Paecilomyces lilacinus. ZAKI & MAQBOOL (1990) sprachen über eine effektivere Wirkung von *Paecilomyces lilacinus* durch Kombination mit *Pasteuria penetrans* zur Unterdrückung des *Meloidogyne*-Befalls und der Verbesserung des Pflanzenwachstums (um 230% mehr bei Aubergine).

Mehrere obligate Parasiten, endoparasitische Pilze (JANSSON et al., 1987) und Weibchenparasiten (KERRY, 1980) sind wirksam gegen pflanzenparasitäre Nematoden. Jedoch ist ihr Einsatz im großen Maßstab wegen Schwierigkeiten bei der Massenvermehrung durch eine teilweise hohe Wirtsspezifität eingeschränkt.

Endophytische und andere Pilze

Pilzliche Endophyten und andere Pilze wie *Trichoderma harzianum*, *T. koningii* und *Gliocladium virens* zeigten sich effektiv bei der Bekämpfung von *M. javanica* (PARVEEN et al., 1993). Nach ZUCKERMAN et al. (1994) verminderte ein Isolat von *Aspergillus niger* (PD-42) die Intensität der Vergallung durch *M. incognita* an Tomate und Paprika sowohl im Gewächshaus als auch im Freiland. Weiterhin reduzierte dieses Isolat die Populationen von *Rotylenchulus reniformis* im Freiland. Als Nematizidkomponente der Kulturfiltrate von *Aspergillus niger* sind Zitronensäure, Oxalsäure und nicht näher bestimmte Moleküle, die ein Molekulargewicht von mehr als 8000 haben, genannt (ZUCKERMAN et al., 1994).

Die Aktivität und Wirksamkeit antagonistischer Pilze wird durch Nährstoffangebot, Temperatur, Licht und Feuchtigkeit beeinflusst (BELDER & JANSEN, 1994).

Endophytische Pilze gehen eine sehr enge Beziehung mit der Pflanze ein. Diese Art der Symbiose hat eine Auswirkung auf die Pathogenese verschiedener Wirt-Parasit-Kombinationen, die sich in einer Förderung oder Hemmung manifestiert. HALLMANN (1994) testete endophytische Pilze wie *Fusarium oxysporum*, *Chaetomium funicola* und *Colletotrichum coccodes* gegen *M. incognita* an Tomate. 20% der geprüften Isolate reduzierten die Gallenbildung um bis zu 50%. Die beste Wirkung wurde durch *Fusarium oxysporum* Isolat 162 erreicht.

Durch Vorinokulation der Kulturpflanze mit vesikulär-arbuskulären Mykorrhizapilzen (VAM) konnte eine nachhaltige Einschränkung der Nematodenpopulation erzielt werden (SCHENCK et

al., 1975; SIKORA & SCHÖNBECK, 1975; KRISHNA-PRASAD, 1991; OSMAN et al., 1991). SIKORA (1978) berichtete über eine Verlangsamung der *Meloidogyne*-Entwicklung durch Einsatz von Mykorrhizapilzen an Tomate. Weiterhin konnten SURESH et al. (1985) eine Unterdrückung der Gallenbildung sowie eine Reduzierung der Riesenzellen beobachten. SALEH & SIKORA (1984) konnten durch Einsatz von Mykorrhiza (*Glomus fasciculatum*) eine beachtliche Befallsreduzierung von *Meloidogyne* spp. erreichen. COOPER & GRANDISON (1987) erzielten eine deutliche Verminderung der Nematodenanzahl durch Zugabe von VAM zu *M. hapla*-empfindlichen Tomatensorten. Nach AHMED & ALSYED (1991) reduzierte *G. macrocarpus* die Gallenanzahl von *M. incognita* bei Kuherbse (*Vigna sinensis*).

Als Wirkungsmechanismen von VAM werden die bessere Nährstoffaufnahme der behandelten Pflanzen, insbesondere von Phosphor (AHMED & ALSYED, 1991) und Veränderungen der Wurzelexsudate, die weniger anlockend auf Nematoden wirken, diskutiert (AHMED & ALSYED, 1991). Weiterhin konnte DUGASSA-GUBBENA (1995) eine höhere Phytohormonproduktion bei behandelten Pflanzen als bei unbehandelten Pflanzen nachweisen. Neuerdings wird auch eine mögliche Induzierung von Resistenz bzw. Verminderung der Prädisposition der Kulturpflanze gegen Krankheitserreger diskutiert (COOPER & GRANDISON, 1987). Allerdings ist ihr Einsatz im großen Maßstab wegen Schwierigkeiten bei der Massenvermehrung und durch teilweise hohe Wirtsspezifität eingeschränkt.

Rhizosphärenbakterien

Rhizosphärenbakterien sind Bakterien, die im Bodenraum unter den unmittelbaren biologischen und physiologischen Einflüssen der Wurzel leben. Rhizosphärenbakterien gehen eine ständige Interaktion untereinander und mit den Pflanzenwurzeln ein. Man kann durch gezielte Zufuhr, Steuerung bzw. Förderung Rhizosphärenbakterien zur biologischen Bekämpfung von phytopathogenen Mikroorganismen nutzen. Eine Vielzahl von Bakterien wurde aus Böden, Rhizosphäre, Rhizoplane bzw. auch Phylloplane isoliert und werden gegen pilzliche, bakterielle Krankheitserreger und nicht zuletzt gegen phytopathogene Nematoden erfolgreich eingesetzt. Aus der Gruppe der Bakterien kommen sowohl obligate Parasiten als auch Saprophyten als Antagonisten gegen phytopathogene Nematoden in Frage.

Das am meisten untersuchte Bakterium gegen phytopathogene Nematoden ist *Pasteuria penetrans*. *Pasteuria penetrans* bildet Endosporen und ist ein obligater Parasit gegen viele Gattungen pflanzenparasitärer Nematoden (STURHAN, 1988). Sein Potential gegen *Meloidogyne* wurde intensiv untersucht (SAYRE & STARR, 1985). Durch Applikation von *Pasteuria penetrans* wurde eine beachtliche signifikante Reduktion der Wurzelgallenälchen erzielt (MANKAU, 1973, 1975; STIRLING, 1984; BROWN et al., 1985; BIRD & BRISBANE, 1988; GOWEN & AHMED, 1990; GOWEN & TZORTZAKAKIS, 1994, TZORTZAKAKIS & GOWEN, 1994). Mit den Sporen infizierte Nematoden vermehrten sich nicht (MANKAU & IMBRIANI 1975; SAYRE & WERGIN, 1977; STIRLING & WACHTEL, 1980). Der Einsatz von *Pasteuria penetrans* zeigte eine hohe Wirksamkeit gegen Wurzelgallennematoden bei Gewächshaus- (DUBE & SMART, 1987) und Mikroplotversuchen (STIRLING, 1984; BROWN et al., 1985). Nach BROWN & SMART (1985) verhinderte *Pasteuria penetrans* das Eindringen der Larven von *M. incognita*. Hervorzuheben sind die guten Ergebnisse von *Pasteuria penetrans* zur Bekämpfung parasitärer Nematoden in Kombination mit Sonnenbestrahlung im Gewächshaus (TZORTZAKAKIS & GOWEN, 1994). STIRLING (1981) fand heraus, daß alle Stadien im Ablauf der Infektion von *M. javanica* durch *Pasteuria penetrans* bei einer optimalen Temperatur von 22,5-30 °C gefördert wurden. Allerdings ist eine Mindestzahl von 5 Sporen erforderlich, um eine sichere Infektion der Nematoden zu gewährleisten (STIRLING, 1984). Außerdem wurde die Fähigkeit des Bakteriums an *M. javanica*-Larven zu kleben durch eine Lagerung von *Pasteuria penetrans* über 11 Jahre nicht beeinflusst, jedoch die Infektiösität der Sporen erheblich vermindert (GIANNAKOU et al., 1997). Die Probleme bei der Massenvermehrung durch ihre teilweise hohe Wirtsspezifität machen zur Zeit in der Praxis einen Einsatz im großen Maßstab unmöglich.

Das gram-positive Bakterium *Bacillus thuringiensis* ist intensiv gegen Insekten untersucht und zum Teil recht erfolgreich eingesetzt worden (FEITELSON et al., 1992). Die Nutzung von *B. thuringiensis* beschränkte sich am Anfang auf Schädlinge aus der Gruppe der *Lepidoptera* (LEWIS et al., 1974). Es sind mehrere Biopräparate auf der Basis von *B. thuringiensis* auf dem Markt erhältlich. Eine tödliche Wirkung auf pflanzenparasitäre Nematoden wurde durch den Einsatz von *B. thuringiensis in vitro* beobachtet (PRASAD et al., 1972; IGNOFFO & DROPKIN, 1977). Nach ZUCKERMAN et al. (1993) bewirkte *B. thuringiensis* (Isolat CR-371) eine statistisch gesicherte Reduktion der Gallen von Wurzelgallennematoden an Tomaten im Gewächshaus. Durch Einsatz von *B. thuringiensis* gegen *M. incognita* wurde eine geringere

Anzahl von Wurzelgallen an behandelten gegenüber unbehandelten Tomaten und Paprika im Feld festgestellt. Die Befallsreduktion war mit leichten Ertragssteigerungen verbunden (ZUCKERMAN et al., 1993). Weiterhin führten *B. thuringiensis*-Behandlungen zur Populationsreduktion von *Rotylenchulus reniformis* an Tomate und Paprika und von *P. penetrans* und *R. fragariae* an Erdbeeren im Gewächshaus (ZUCKERMAN et al., 1993). DEVIDAS & REHBERGER (1992) führten Untersuchungen mit zwei Formulierungen des Exotoxins aus *B. thuringiensis* („Thuringiensin“) gegen Wurzelgallenälchen und nicht pathogene Nematoden (*Caenorhabditis elegans*) durch. Durch direkte Behandlung wurde keine Nematizidwirkung gegen *M. incognita*, jedoch eine 100%ige Mortalität von *C. elegans* festgestellt. Allerdings reduzierten die Präparate die Intensität der Vergallung durch *M. incognita* an Gurke und Tomate im Gewächshaus (DEVIDAS & REHBERGER, 1992). Nach PRASAD et al. (1972) und IGNOFFO & DROPKIN (1977) ist ein thermostabiles β -Exotoxin von *B. thuringiensis* für die Nematizidwirkung verantwortlich. δ -Endotoxine werden auch als potentielle Nematizide gegen pflanzenparasitäre Nematoden diskutiert (ZUCKERMAN et al., 1993).

OSMAN et al. (1990) berichten über die erfolgreiche Bekämpfung von *M. javanica* und *Tylenchulus semipenetrans* an Tomaten durch Verwendung von zwei *B. thuringiensis*-Isolaten. Dabei war das Isolat SAS 415 effektiver und hatte die gleiche Wirkung wie Namacur (Fenamiphos).

SHARMA (1996) schrieb über die effektive Reduktion eines *M. incognita*-Befalls an Gerste im Gewächshaus durch Anwendung von 2 *B. thuringiensis*-Isolaten. Die Bekämpfungserfolge lagen für *B. thuringiensis* var. *israelensis* zwischen 53-65% und für *B. thuringiensis* var. *thuringiensis* um 66%.

ZAVALETA-MEJIA & GUNDY (1982) führten die ersten Untersuchungen zum Einsatz von Rhizosphärenbakterien gegen pflanzenparasitäre Nematoden durch. Von 244 geprüften Isolaten bewirkten nur 12% eine Unterdrückung des Befalls von *M. incognita* an Tomate bzw. Gurke. BECKER et al. (1988) erzielten mit 20% der eingesetzten Bakterien-Isolate ebenfalls eine Gallenverminderung durch Einsatz von Rhizobakterien. SPIEGEL et al. (1991) erreichten mit *Pseudomonas lychnolitica* eine Verminderung des Befalls durch *M. javanica*. Außerdem konnten SIDDIQUI & MAHMOOD (1992) und SIDDIQUI & HUSAIN (1991) durch den Einsatz von

Bacillus licheniformis und *Pseudomonas mindocina* eine erhebliche Verminderung der Nematodenvermehrung erreichen. Die beste Bekämpfung wurde durch *Bacillus licheniformis* allein (82% Vermehrungsreduktion) erzielt.

Weiterhin konnten KLOEPPER et al. (1992) Rhizobakterien isolieren, die gegen Wurzelgallenälchen und Zystennematoden wirksam waren. Zystennematoden bzw. Wurzelgallennematoden wurden durch Applikation von Rhizobakterien an verschiedenen Kulturpflanzen wie Kartoffeln, Zuckerrüben, Erdnüssen und Baumwolle unterdrückt (FALKE 1984; OOSTENDROP, 1986A; RACKE, 1988; SIKORA, 1988; RACKE & SIKORA, 1992; SIKORA & HOFFMANN-HERGARTEN, 1992; HOFFMANN-HERGARTEN, 1994; HASKY-GÜNTHER, 1996).

Durch Einsatz des Rhizobakteriums *Bacillus subtilis* allein und in Kombination mit dem Pilz *Paecilomyces lilacinus* erreichten SIDDIQUI & MAHMOOD (1993A) eine Reduzierung des Nematoden- (*M. incognita*) und pathogenen Pilzbefalls (*Macrophoma phaseolina*) an Kicherbsen (*Cicer aritinum*). SIDDIQUI & MAHMOOD (1995) konnten außerdem durch Anwendung von *B. subtilis* allein und in Kombination mit anderen Nutzorganismen wie *Brachyrrhizobium japonicum* und *Glomus fasciculatum* über eine Nematodenbefallsreduktion (*Heterodera cajani*) und auch verringerte Welkeerscheinungen durch *Fusarium uldum* an Traubenerbse (*Cajanus cajan*) berichten.

Darüber hinaus schrieben OKA et al. (1993) über die Wirksamkeit von *Bacillus cereus* gegen Wurzelgallennematoden (*M. javanica*).

Durch den Einsatz von fluoreszierenden Pseudomonaden gelang KLUEPFEL et al. (1993) die Bekämpfung von *Criconemella xenoplax*.

KLOEPPER et al. (1992) konnten erfolgreich Bakterien mit antagonistischer Wirkung gegen Wurzelgallennematoden aus Boden der Rhizosphäre von resistenten Pflanzen isolieren. RACKE & SIKORA (1992) konnten durch Anwendung von pflanzengesundheitsfördernden Rhizobakterien (PGFR), *Agrobacterium radiobacter* und *Bacillus sphaericus* eine Reduktion der Nematodeneindringung (*Globodera pallida*) um 41% bei Kartoffel erzielen. Weiterhin wurde die Nematodenvermehrung durch *Bacillus sphaericus* um 51% gemindert. Die Wirkung beider Rhizobakterien gegen *G. pallia* wurde sowohl im Gewächshaus als auch im

Freiland festgestellt. GOKTE & SWARUP (1988) berichten über eine Larvizidwirkung von Rhizobakterien, darunter auch *Bacillus subtilis*. Ebenfalls meldeten SADLERS et al. (1995) eine *M. incognita*-Befallsreduktion durch Anwendung von *B. subtilis*. Eine Behandlung des Kartoffelpflanzgutes mit einem avirulenten Stamm von *Pseudomonas solanacearum* führte zur Befallsreduktion von *Meloidogyne* spp. (McLAUGHLIN, 1990).

Auch *Streptomyces costaricus* reduzierte den *Meloidogyne*-Befall im Gewächshaus (CHEN et al., 1996).

Bei den Wirkungsmechanismen von Rhizobakterien gegen pflanzenparasitäre Nematoden werden die Verhinderung der Larveneindringung in die Wirtspflanzenwurzel, Nematizidwirkung auf Larven und Eier (OOSTENDROP & SIKORA, 1989, 1990; OKA et al., 1993), Wirkung auf die Bewegung der Nematoden *in vitro* (BECKER et al., 1987, 1988, STIRLING, 1991), sowie Induzierung von systemischer Resistenz bei den Wirtspflanzen (HASKY-GÜNTHER, 1996) diskutiert. OKRA und seine Mitarbeiter (1993) demonstrierten, daß für die Nematizidwirkung von *Bacillus cereus* der Ammoniak verantwortlich ist. Eine Einsetzung der Larven (L₂) in eine Ammoniaklösung (9,3 µg/ml Ammoniak) für 40 h führte zu 95% Mortalität *in vitro*. Durch eine Zugabe von eiweißhaltigen Zusätzen und Peptiden in den Boden in Verbindung mit den Bakterien konnte eine ähnliche Wirkung erzielt werden. Außer Ammoniak werden auch andere toxische Metaboliten der Bakterien genannt, jedoch ohne sie näher zu beschreiben.

Induzierte Resistenzen bei den Pflanzen werden allerdings nicht nur durch Rhizobakterien, sondern auch durch Chemikalien wie Hydroxyurea (GLAZER & ORION, 1985), avirulente Nematoden (DECKER & DOWE, 1989; OGALLO & MCCLURE, 1995, 1996) und Mykorrhizapilze (COOPER & GRANDISON, 1987) ausgelöst.

Einsatz von räuberischen Nematoden

Bereits 1917 machte COBB auf die Rolle räuberischer Nematoden zur Bekämpfung pflanzenparasitärer Nematoden aufmerksam. Durch den Einsatz von räuberischen Nematoden wie *Mononchus aquaticus* (AKHTAR & MAHMOOD, 1993), *Prionchulus punctatus* und *Labronema* sp. (in Kombination) erzielte SMALL (1979) eine beachtliche Wirkung gegen *M.*

incognita an *Capsicum annuum* bzw. *Lycopersicon esculentum*, nicht aber gegen *Helicotylenchus dihystra*, *Hemicycliophora typica* und andere Nematodenarten.

THRONE (1927) und WEBSTER (1972) kamen zu dem Schluß, daß räuberische Nematoden keine ökonomische Bedeutung bei der Bekämpfung pflanzenparasitärer Nematoden haben. JONES (1974) ging ein Schritt weiter und lehnte sogar Forschungsarbeiten mit solchen Organismen ab, da ihre Wirkung nicht ausreichte.

2.3. Biologie und bisherige Erfahrungen zur Wirkung von *Bacillus subtilis* als antagonistisches und biologisches Mittel für die Pflanzenstärkung

Biologie

B. subtilis wird zur Abteilung *Bacteria*, Klasse *Schizomycetes*, Ordnung *Eubacteriales*, Familie *Bacillaceae*, Gattung *Bacillus* zugeordnet (MÜLLER, 1965; JACOB et al., 1981). *B. subtilis* wurde erstmals von EHRENBERG (1835) und einige Jahre später von COHN (1872) beschrieben. Das Bakterium ist peritrich begeißelt, gram-positiv, aerob, bildet Sporen und besitzt eine stäbchenförmige Gestalt (SCHLEGEL, 1992). *B. subtilis* verträgt einen Temperaturbereich von 5 bis 55 °C (SINCLAIR, 1989), wobei das Optimum bei 25 °C liegt (GUPTA & UTKHEDE, 1986). Der pH-Wert für das Bakterium wird zwischen 4,5 und 8,6 angegeben. Das Optimum liegt bei pH 6-7,5 (THIMANN, 1964). Es gibt sowohl saprophytisch lebende als auch pathogene *B. subtilis*-Isolate.

Unter ungünstigen Umweltbedingungen wie Nährstoffmangel, unzureichender Vitaminversorgung (DOI, 1989) und Anreicherung von Stoffwechselprodukten (SCHLEGEL, 1992) bildet *B. subtilis* (SINCLAIR, 1989; KNOTT et al., 1995) widerstandsfähige Endosporen, resistent gegen Hitze, Trockenheit (BAYLISS et al., 1981; FRITSCHKE, 1990) und chemische Substanzen (SCHLEGEL, 1992). Die Aktivierung der Dauersporen von *B. subtilis* kann durch eine Hitzebehandlung mit subletalen Temperaturen, extremen pH-Werten und reduzierenden Agenzien (FOSTER & JOHNSTONE, 1989) sowie Wurzelexsudaten im Rhizosphärenbereich (GANTCHEVA, 1993) erfolgen.

B. subtilis bildet in der endlogarithmischen und stationären Wachstumsphase Peptidantibiotika (McKEEN et al., 1986). Diese Antibiotika beinhalten die Dipeptide Bacilysin (WALKER & ABRAHAM, 1970; HILTON et al., 1988; LOEFFLER et al., 1990) und Chlorotetain (LOEFFLER et al., 1990) sowie das Polypeptid Rhizocticin (RAPP et al., 1988; KUGLER et al., 1990; LOEFFLER et al., 1990). Weiterhin bildet *B. subtilis* Lipopeptide der Iturin-Gruppe und Fengymycin (BESSON et al., 1978; PEYPOUX et al., 1980; MHAMMEDI et al., 1982; LOEFFLER et al., 1990; ASAKA & SHODA, 1996A; HBID et al., 1996) sowie Surfactin (ASAKA & SHODA, 1996A; HBID et al., 1996). Die Antibiotika haben ein relativ kleines Molekulargewicht (KATZ & DEMAIN, 1977). Zu den Stoffwechselprodukten von *B. subtilis* gehören außer den Antibiotika weitere Proteine bzw. Proteinkomplexe (BOCHOW, 1998), Proteasen und Ammonium (FZB Biotechnik GmbH, 1995), die besonders bei der Interaktion mit Pflanzen auf diese wirken (Resistenzinduktion).

Selbst innerhalb der gleichen Mikroorganismenart wie z. B. bei *Bacillus subtilis* in der Rhizosphäre bzw. Phyllosphäre können Krankheitserreger auftreten (HEGART, 1987). *B. subtilis* wurde z. B. in Verbindung mit der Fäulnis von Sojabohnen- (*Glycine max*) Samen in Verbindung gebracht (SCORTICHINI et al., 1989). Das schlechte Wachstum von jungen Apfelbäumen auf Flächen, die vorher mit Apfel bepflanzt waren, wird als „Apfel replant problem“ bezeichnet. Wenn diese Böden mit *B. subtilis* (Isolat B-1 und B-26) inokuliert waren, wurde das Pflanzenwachstum reduziert (UTKHEDE & LI, 1989; UTKHEDE et al., 1992). Dagegen verbesserte ein anderes Isolat EBW-4 von *B. subtilis* das Pflanzenwachstum und wirkte gegen die „Apfelreplantkrankheit“ bekämpfend (UTKHEDE & SMITH, 1992).

Nach BARAKAT et al. (1985) und KARARAH et al. (1985) sind bestimmte Isolate von *B. subtilis* und anderen Bakterien wie z. B. *Bacillus pumilis* virulente Pathogene für Knoblauch im Lager. Sie führten auch bei Zwiebeln, Möhren, Kartoffeln, Gurken, Paprika und Kürbis zur Fäulnis. Für den Verderb von Palmöl im Lager in Nigeria wird hauptsächlich das Bakterium pathogener Formen von *B. subtilis* verantwortlich gemacht (ODUNFA, 1989).

In Holland wurde *B. subtilis* mit anderen Bakterien wie *Bacillus licheniformis*, *Bacillus amyloliquefaciens* sowie *Bacillus cereus* aus Lebensmittelprodukten isoliert und als mögliche lebensmittelvergiftende Agenzien (food-poisoning agents) angesehen (TEGIFFEL et al., 1996).

Die Nutzung der multivalenten Vertreter von *B. subtilis* und ihrer Produkte erstreckt sich auf viele Gebiete, wie beispielsweise in der Lebensmitteltechnik, wo β -Amylase zur Stärkeverflüssigung oder Nisin als Konservierungsmittel (BALTES, 1989) verwendet wird. Ferner findet *B. subtilis* in der Medizin (LINDNER, 1978; PARRY et al., 1986) sowie beim Nachweis von Antibiotika und anderen Stoffen und zur Bildung von Antibiotika, Enzymen und verschiedenen organischen Verbindungen sowie beim Abbau von Klärschlamm Verwendung (PARRY et al., 1986).

Phytosanitäre Wirkung von *B. subtilis*

Auf dem Gebiet der Landwirtschaft und des Gartenbaus wurden mehrere Isolate von *B. subtilis* erfolgreich als Nutzorganismus (Antagonist) gegen zahlreiche Phytopathogene eingesetzt. Die antagonistische Wirkung von Biokontrollagenzien gegenüber Phytopathogenen beruht meist auf im Komplex auftretender Antibiotikabildung, Konkurrenz um Nährstoffe und Raum, Parasitismus sowie Resistenz-/Toleranzinduktion bei den Pflanzen (PHILIPP, 1988; CHET et al., 1990). Die Bedeutung der einzelnen Wirkungsmechanismen ist bei der biologischen Kontrolle je nach Bakterienart bzw. Isolat und entsprechend den physikalischen und chemischen Bedingungen in der Rhizosphäre unterschiedlich (WELLER, 1988).

Aus der Literatur geht hervor, daß *B. subtilis* erfolgreich gegen pilzliche, bakterielle sowie virale Pathogene und nicht zuletzt gegen Nematoden erprobt wurde. Die meisten Bekämpfungserfolge durch *B. subtilis*-Einsatz gibt es gegen pilzliche Phytopathogene.

Mykosen

PODILE & PRAKASH (1996) schrieben über einen Bekämpfungserfolg durch *B. subtilis* gegen *Aspergillus niger* an Erdnüssen. ABOU-SHAAR (1988) und HENTSCHEL & BOCHOW (1990) berichteten über eine deutliche Reduzierung der Korkwurzelkrankheit (*Pyrenochaeta lycopersici*) der Tomate im Gewächshaus. Nach AL-RASHID (1988)) führte ebenfalls ein *B. subtilis*-Einsatz zu einer Reduzierung des Erregers der Schwarzen Wurzelfäule der Gewächshausgurke (*Phomopsis sclerotoides*), der der Wirkung einer Fungizidbehandlung mit Carbendazim (3%) entsprach.

Der Einsatz von *B. subtilis* bzw. seiner Metaboliten bewirkte eine hohe Wirksamkeit gegen *Uromyces appendiculatus* (BAKER et al., 1985; BETTIOL et al., 1992) bzw. *U. phaseoli* (BAKER et al., 1983; MIZUBUTI et al., 1995) bei *Phaseolus vulgaris*. Die Behandlung von Bohnen mit *B. subtilis*-Metaboliten (1000 ppm) und verschiedenen Pulverformulierungen (AM 66 und AM 62) führte 24 h vor einer Rostinokulation zu einem Schutz von 33-99% (BETTIOL et al., 1992). Durch eine 3-malige *B. subtilis*-Applikation pro Woche wurde eine bessere Bekämpfung ($\geq 75\%$) von *U. appendiculatus* im Freiland erreicht als eine wöchentliche Applikation von Mancozeb (BAKER et al., 1985).

JAMAL (1993) schrieb über die verbesserte Samenkeimung und Sämlingsgesundheit von Möhren bei Anwesenheit von *Alternaria radicina*. Die Effektivität von *B. subtilis* konnte mit subletalen gering dosierten Fungiziden (Metiram oder Iprodione) in Model- und Feldversuchen noch gesteigert werden.

Weiterhin konnte der phytopathogene Pilz *Rhizoctonia solani* an Sojabohne (RACKE & SIKORA, 1985), Erbse (HWANG & CHAKRAVARTY, 1992; GANTCHEVA, 1993), Kartoffel (SCHMIEDEKNECHT, 1993; VIRGEN-CALLEROS et al., 1996), Tomate (ASAKA & SHODA, 1996B) und Erdnüssen (TURNER & BACKMAN, 1991) durch den *B. subtilis*-Einsatz erfolgreich unterdrückt werden.

OBIEGLO et al. (1990) konnten den Befall von Edelnelken mit dem Erreger der *Fusarium*-Welke (*Fusarium oxysporum* f.sp. *dianthi*) sowie *Phytophthora nicotiana* var. *nicotianae* an Tomate (BOCHOW, 1992; WANDKE & BOCHOW, 1992) unter hydroponischen Anbaubedingungen wirksam bekämpfen. KREBS (1985) und FREIER et al. (1990) konnten eine Unterdrückung der *Fusarium*-Welke an Nelken durch *B. subtilis* unter Gewächshausbedingungen erzielen. Durch Einsatz von *B. subtilis* konnten PICCI et al. (1985) einen vollständigen Schutz der Pflanzen gegen *F. oxysporum* f.sp. *dianthi* bis 60 Tage nach dem Pflanzen erzielen. Einen beachtlichen Bekämpfungserfolg erreichten ebenfalls (PODILE et al., 1985) gegen *Fusarium uldum*, *F. oxysporum* f.sp. *lycopersici*, *F. oxysporum* f.sp. *vasinfectum* durch einen *B. subtilis*-Einsatz bei verschiedenen Kulturen. Eine bemerkenswerte Wirkung erzielten auch NEMEC et al. (1996) gegen den Erreger der Fusarium-Stengel- und Wurzelfäule (*F. oxysporum* f.sp. *radicis-lycopersici*) der Tomate durch die Applikation der *B. subtilis*-

Präparate „Quantum 4000 HB[®]“, und „Kodiak[®]“, die in den USA zugelassen sind. Ihre Wirksamkeit konnte durch eine Kombination mit *Trichoderma harzianum* verbessert werden.

Kulturfiltrate bzw. biologisch aktive Fraktionen aus den Kulturfiltraten von *B. subtilis*-Stämmen (FZB 24[®] und FZB 14) lösten eine induzierte Toleranz und/oder Resistenz gegen *F. oxysporum* bei Tomate unter axenischen Bedingungen aus (DOLEJ, 1998). Die damit behandelten Pflanzen zeigten ein besseres Wachstum als die Kontrolle. Ebenfalls wurde eine induzierte Toleranz durch Anwendung der Kulturfiltrate und biologisch aktiver Fraktionen gegen ein unspezifisches Toxin (Fusarinsäure) bei Kalluskulturen von Tomate, Lärche und Möhren erzielt (ALEMAYEHU, 1997). Weiterhin wurde Wachstumsverbesserung festgestellt.

Gefäßwelkeerreger wie *Verticillium alboatrum*, *V. dahliae*, und *Ceratocystis ulmi* wurden durch den Einsatz von *B. subtilis* in beträchtlichem Maße gehemmt (PODILE et al., 1985). Eine Saatgutbehandlung mit *B. subtilis* führte zur beachtlichen Bekämpfung der *Fusarium*-Wuzelfäule bei *Vicia faba* sowohl im Gewächshaus als auch im Freiland. Außerdem verbesserte die Behandlung das Frisch- und Trockengewicht von Sproß, Wurzel und Nodulen (YEHIA et al., 1982). In sterilem Sand konnte *B. subtilis* den Befall von Tomatenkeimlingen mit *Fusarium oxysporum* und *Pythium ultimum* signifikant reduzieren (SADLERS et al., 1995). Ebenso wurde von einem Bekämpfungserfolg durch *B. subtilis* gegen *Botrytis fabae* berichtet (ABD-EL-MOITY et al., 1990).

SONODA & GUO (1996) erreichten durch den Einsatz von *B. subtilis* „Kodiak[®]“ als Spritzapplikation eine hohe Wirksamkeit gegen *Colletotrichum acutatum* (1:1 v/v) bei Zitruspflanzen. Eine *B. subtilis*-Behandlung schützte Wintergerste gegen *Helminthosporium sativum* im Freiland (KOMMEDAHL & MEW, 1975). Ebenfalls erzielten FERREIRA et al. (1991) durch Vorbehandlung der Schnittwunden an *Vitis vinifera* mit *B. subtilis* eine Befallsreduktion von *Eutypa lata*. LEGGETT (1982) erreichte durch *B. subtilis* eine signifikante Befallsminderung gegen *Sclerotium cepivorum* bei Zwiebeln. Weiterhin schrieben ZAZZERINI & TOSI (1985) über Bekämpfungserfolge von *B. subtilis* gegen *Sclerotinia sclerotiorum* bei Sonnenblumen.

BERGER et al. (1996) sprachen von einer deutlichen Befallsreduktion bei *Pythium* und *Phytophthora* an verschiedenen Kulturpflanzen durch *B. subtilis*. Auch SIDDIQUI &

MAHMOOD (1995) erzielten eine signifikante Reduzierung der Wurzelfäulekrankheit (*Macrophomina phaseolina*) an Kicherbsen und eine Befallsreduktion von *F. udum* an Traubenerbse (*Cajanus cajan*) durch Saatgutbehandlung mit *B. subtilis*.

Durch die präinfektionelle Behandlung der Pflanzen mit Kulturfiltraten von *B. subtilis* konnten beachtliche Bekämpfungserfolge von *Sclerotinia sclerotiorum* an Raps (ZHANG et al., 1995), *Erysiphe graminis* an Weizen und Gerste (STENZEL et al., 1985) erreicht werden.

Nacherntekrankheiten wie Fruchtfäule wurden bei Stein- und Zitrusfrüchten mit Hilfe von *B. subtilis* bzw. dessen Kulturfiltraten erfolgreich dezimiert (SINGH & DEVERALL, 1984; UTKHEDE & SHOLBERG, 1986; PUSEY et al., 1986, 1988). Diese Bekämpfungserfolge entsprachen dem Niveau einer chemischen Behandlung (WILSON & PUSEY, 1985).

In der Holzindustrie konnte *B. subtilis* ebenfalls gegen Pilze wie *Alternaria alternata* und *Ophiostoma picea*, welche zu schlechten Holzfärbungen führen, erfolgreich eingesetzt werden. Das Bakterium konnte einen deutlich negativen Einfluß auf die Pilze ausüben, was sich in der verminderten Holzverfärbung äußerte (MORRELL & SILVA, 1996).

Hervorzuheben bei *B. subtilis* ist seine Eignung zur Kombination mit gering dosierten handelsüblichen Fungiziden, die zur Stabilisierung bzw. Erhöhung seiner Wirksamkeit führen kann (AL-RASHID, 1988; JACOB et al, 1988, KLOEPPER, 1991; HWANG & CHAKRAVARTY, 1992; UTKHEDE & SMITH, 1992; JAMAL, 1993).

Bakterien

Auch bei der Anwendung von *B. subtilis* gegen phytopathogene Bakterien wurden Erfahrungen gesammelt. GRIESBACH & LATTASCHKE (1991) schrieben über die Bekämpfung von *Clavibacter michiganensis* subsp. *michiganensis* mit *B. subtilis* an Tomate. Weiterhin wurden bei bakteriellen Krankheitserregern wie *Agrobacterium tumefaciens* an Rhizinus (HASSANEIN & EL-GOORANI, 1991), *Erwinia amylovora* an Birne (ABO-EL-DAHAB & EL-GOORANI, 1964) und *Xanthomonas* spp. (HUANG & CHANG, 1975) gute Bekämpfungserfolge gemeldet. Nach SCHMIEDEKNECHT et al. (1995) führte eine *B. subtilis*-Behandlung zur deutlichen Bekämpfung des Kartoffelschorfes (*Streptomyces scabies*) sowohl im

Gewächshaus als auch im Freiland. Auch nach WEINHOLD & BOWMAN (1965) wirkt *B. subtilis* antagonistisch gegen *Streptomyces scabies*. Die Autoren (1968) konnten durch die Ausbringung von Sojabohnenstroh eine bessere Unterdrückung von *Streptomyces scabies* durch *B. subtilis* erreichen. SINDHAN et al. (1991) berichteten über die Wirksamkeit von *B. subtilis* in Form einer Spritzapplikation gegen *Xanthomonas campestris* pv. *cyamopsidis* an *Cyamopsis tetragonoloba*. Sie konnten keinen Zusammenhang zwischen biochemischen Veränderungen und der Widerstandsfähigkeit der Pflanzen feststellen. Durch Einsatz von *B. subtilis* B 826, isoliert aus der Phyllosphäre von Kürbissen, wurde *X. campestris* [*X. oryzae*] pv. *oryzae* bekämpft (ZHU & LI, 1990). Sie berichteten über ein Protein von 6-8 kDa Größe, das aus Kulturfiltraten von *B. subtilis* gewonnen wurde und das genauso effektiv gegen den Erreger wirkte. Durch Bodenapplikation von *B. subtilis* NB22 konnte die Anzahl durch *Pseudomonas solanacearum* eingegangener Pflanzen drastisch zurückgedrängt werden (PHAE et al., 1992).

Viren

KEGLER (1993) schrieb über die Bekämpfung von verschiedenen phytopathogenen Viren wie dem Tabakrattle-Virus (TRV) an *Chenopodium quinoa*, dem Tobakomosaik-Virus (TMV) *Nicotiana glutinosa*, dem nekrotischen Ringflecken-Virus der Kirsche (PNRV) *Prunus* spp. und dem Gurkenmosaik-Virus (CMV) an *Cucumis sativus* durch einen *B. subtilis*-Einsatz. Die antagonistische Wirkung beruht auf der Beeinträchtigung des Infektionsvorganges. MAISS (1987) und FAHMY & MOHAMED (1984) erzielten ebenfalls mit *B. subtilis* bzw. seinen Kulturfiltraten einen verminderten Virusbefall an Gurke bzw. Kartoffelvirus-Befall (PVX) an *Gomphrena globosa*.

Insekten

B. subtilis zeigte auch eine insektizide Aktivität gegen Larven von *Anopheles culicifacies* (GUPTA & VYAS, 1989), *Tribolium castaneum* (KUMARI & NEELGUND, 1985) und *Sylepta derogota* (JACOB et al., 1982). SRIVASTAVA et al. (1990) stellten ebenfalls durch einen *B. subtilis*-Einsatz eine Insektizidwirkung gegen 6 Schädlinge von Reis wie *Parnara mathias* [*Pelopidas mathias*], *Melanitis leda ismene*, *Cnaphalocrocis medinalis*, *Scirpophaga incertulas*, *Chilo auricilius* und *Sesamia inferens* fest.

Nematoden

Es liegen nicht zuletzt Hinweise dafür vor, daß eine Befallsminderung von Nematoden auch durch *B. subtilis* möglich ist (siehe 2.2.).

Die Wirkmechanismen von *B. subtilis* zur Unterdrückung von Phytopathogenen beziehen sich auf Prozesse der Antibiose und der Konkurrenz um Raum und Nährstoffe (RYTTER et al., 1989; SINCLAIR, 1989).

Als weiteren Wirkmechanismus der Pathogenunterdrückung wird neuerdings (alt aber wiederentdecktes Phänomen) im Hinblick auf die Krankheitswiderstandsfähigkeit von Pflanzen, über Möglichkeiten einer induzierten oder erworbenen Resistenz bzw. Toleranz berichtet. Belegt ist, daß auch Pflanzen über einen verhältnismäßig unspezifischen Abwehrmechanismus verfügen, der sich ohne Veränderung des Gen-Pools aktivieren läßt (CHASTER, 1933; GÄUMANN, 1951, KUC, 1982; MISAGHI, 1982).

Eine erhöhte Widerstandsfähigkeit der Pflanzen wurde nach Blattapplikation einer aus extrazellulären Stoffwechselprodukten gewonnen Elicitorfraktion eines *B. subtilis*-Isolates festgestellt (VON ALTEN & SCHÖNBECK 1985; KNAUF & MENDGEN, 1986; FALKHOF et al., 1988; STEINER et al., 1988; KEHLENBECK et al., 1992; KRASKA et al., 1992; PODILE, 1996). Die präinfektionelle Behandlung mit *B. subtilis* bzw. dessen Kulturfiltraten oder Fraktionen (extrazelluläre Substanzen) konnte Resistenzen gegen Viren an Gurke (MAISS, 1987; RAUPACH & KLOEPPER, 1996) und biotrophe Blattpathogene wie *Uromyces phaseoli* in Bohnen und *Erisiphe graminis* f.sp. *hordei* an Wintergerste (KEHLENBECK et al., 1992; KEHLENBECK & SCHÖNBECK, 1995; STEINER & SCHÖNBECK, 1995) induzieren. Eine präinfektionelle Behandlung der Gurkenpflanzen mit *B. subtilis* verminderte deutlich eine CMV-Infektion (RAUPACH & KLOEPPER, 1996). MAISS (1987) konnte durch die Anwendung der Kulturfiltrate von *B. subtilis* eine induzierte Resistenz gegen Viren an Gurken und Gerste herbeiführen.

Die Prozesse einer lokalen und systemischen Resistenz/Toleranz können auch durch abiotische Faktoren wie Schwermetallionen, UV-Strahlung, Kälte, Trockenheit, oder biotische Faktoren wie avirulente Stämme, schwachpathogene Bakterien, Pilze bzw. ihre

Stoffwechselprodukte usw. (Elicitoren/Induktoren) ausgelöst werden (HOFFMANN et al., 1985). Allerdings sind viele Prozesse und Mechanismen, insbesondere die Signalkette, nur zum Teil aufgeklärt (SCHÖNBECK et al., 1993).

Induzierte Resistenz gegen pilzliche, bakterielle und virale Pathogene äußert sich oft mit erhöhten Aktivitäten von Chitinase, β -1,3-Glucanasen, Peroxidasen, Phenylalanin-Ammoniumlyasen (PAL) und Polyphenoloxidasen (PPO) und der Bildung von PR-Proteinen (Pathogen related), der Akkumulation von antimikrobiellen Substanzen wie Phytoalexinen, und/oder der Bildung von physikalischen Abwehrbarrieren [Lignifizierung, Kallusbildung, Thylenbildung usw.] (HAMMERSCHMIDT & KUC, 1995).

Bakterien aus der Rhizosphäre, die das Pflanzenwachstum fördern, werden als „Plant growth promoting rhizobacteria“ (PGPR) bezeichnet. Praktische Erfahrungen zeigen, daß die phytosanitäre Wirksamkeit von *B. subtilis* stets mit einer Wachstumsförderung der Pflanzen verbunden ist. Diese Wirkungen äußern sich in einer besseren Keimung der Samen, besserer Auflauffähigkeit der Keimlinge, besserer Vitalität der Sämlinge, höherer Biomasseproduktion, besserem Wurzelsystem, Qualitätsverbesserung und höheren Erträgen (REDDY & RAHE, 1989; ZASPEL, 1988; UTKHEDE & LI, 1989; TURNER & BECKMAN, 1991; BOCHOW, 1992). Die Wachstumsverbesserungen wurden bei verschiedenen Kulturpflanzen wie Mais (FEY, 1996), Sonnenblumen (SCHMIEDEKNECHT, 1996), Raps (ZHANG et al., 1995B), Baumwolle (BRANNEN & BACKMAN, 1994), Cyclamen (JACOB, 1992) und Erbse (GANTCHEVA, 1993) beschrieben.

Als Ursache für die Wachstumsförderung durch PGPR, darunter auch *B. subtilis*, wird die Produktion von Phytohormonen bzw. deren Präkursoren, Phytohormonderivaten bzw. anderen aktiven Substanzen (Stoffwechselprodukte wie Proteine/Proteinkomplexe) der Bakterien diskutiert (FRANKENBERGER & ARSHAD, 1995; DOLEJ, 1998). Durch die aktive Besiedlung der Pflanzenwurzel mit Bakterien könnten solche Substanzen direkt von den Pflanzen aufgenommen werden bzw. diese Substanzen als Signalstoff(e) zur Produktion von Phytohormonen durch die Pflanze selbst fungieren (veränderte Phytohormonbalance) und damit zum besseren Wachstum führen (KLOPPER et al., 1989, 1991; FROMMEL et al., 1993). Zumindest gibt es Hinweise dafür, daß *B. subtilis*-Isolate gibberellinähnliche Substanzen (KATZNELSON & COLE, 1965), Gibberelline (BOADBENT et al., 1977) Cytokinine (MÜLLER et

al., 1989; STEINER, 1990; ZASPEL, 1992) und IAA (MÜLLER et al., 1989) bzw. IAA-Präkursoren (DOLEJ, 1998) in Nährmedien bilden.

Es liegen auch Belege dafür vor, daß die Behandlung von Pflanzen mit synthetischen Phytohormonen zu induzierter Resistenz führen kann (DAVIS & DIMOND, 1953, 1956).

Darüber hinaus zeigten *B. subtilis*-Behandlungen bei Stecklingen von Nelken, Ziergehölzen wie *Prunus tomentosa* und *Prunus kurilensis* (GLÜCK, 1993) eindeutige Effekte bei der Bewurzelungsverbesserung, die Phytohormonbehandlungen gleichzusetzen sind (OBIEGLO, 1992). Erwähnenswert ist dabei die Kombinationsmöglichkeit von *B. subtilis* mit synthetischen Phytohormonen wie Naphthylelessigsäure, die zur Steigerung der Bewurzelungswirksamkeit führte (SCHIWIETZ, 1992).

3. Ziel eigener Untersuchungen

Aus der Einführung des Literaturteils (2.3.) über bisherige Erfahrungen zur Wirkung von *B. subtilis* gegenüber Pathogenen wird deutlich, daß die meisten Untersuchungen mit pilzlichen Pathogenen gemacht worden sind. Dabei ergeben sich unterschiedliche Wirkungen des Mikroorganismus nach Besiedlung der Pflanzenwurzel vor allem auf die Pathogenese von Krankheitserregern die durch eine Gewebeerstörung bzw. Entstehung von Läsionen schädigen. Neben einer generellen Untersuchung der Wirkung von *B. subtilis* als nützliches Rhizobakterium gegenüber pflanzenpathogenen Nematoden, ergab sich damit eine weitere prinzipielle Untersuchungsfrage, bezüglich der in der Pathogenese grundsätzlich unterschiedlich phytopathogenen Nematodenarten: *Meloidogyne* spp. als Wurzelgallenbildner mit hypertropher Veränderung des befallenen Wurzelgewebes und *Pratylenchus* spp., Wurzelläsionsnematoden, mit zersetzender Wirkung auf das befallene Wurzelgewebe, ähnlich den pilzlichen Wurzel-Pathogenen, gegen die sich *B. subtilis* als besonders wirksam erwies.

Zusätzlich war ein Untersuchungsziel, ob durch eine Zuführung eines direkt auf Nematoden wirksamen biologischen, antagonistischen Agens, der nematodenfangende Pilz *Arthrobotrys superba*, zur Anwendung von *Bacillus subtilis*, das überwiegend über die Pflanze wirksam wird, ein Bekämpfungserfolg gegen Wurzelgallenälchen verbessert werden kann.

4. Material und Methoden

4.1. Versuchsorganismen

4.1.1. Tomate

Die Tomate steht heute unter den Nahrungsmitteln der Erde sowohl im Hinblick auf die Produktion als auch auf die Anbaufläche etwa an 10. Stelle (KRUG, 1991). Die Sorte ‘Harzglut’, die keine Resistenz gegen Nematoden (*Meloidogyne* spp. und *Pratylenchus* spp.) aufweist, wurde in allen Versuchen verwendet. Die Samen wurden vor der Aussaat in NaOCl-Lösung mit 2% aktivem Chlor 5 Minuten sterilisiert und anschließend dreimal mit sterilem, destillierten Wasser gewaschen. Je nach Versuchsbedingung wurden die Samen in gedämpftem Quarzsand (Körnung 0,2-0,6 mm) oder in gärtnerischem Erdsubstrat in Schalen ausgesät.

4.1.2. Nematoden

4.1.2.1. Nematodenvermehrung und Inokulumgewinnung

Meloidogyne arenaria (NEAL, 1889) CHITWOOD, 1949 und *Meloidogyne incognita* (KOFOID & WHITE, 1919) CHITWOOD, 1949

Meloidogyne arenaria bzw. *M. incognita* wurden an den anfälligen Tomatensorten ‘Harzglut’ bzw. ‘Moneymaker’ im Gewächshaus (Temperatur von etwa 23-28 °C) in Pflanztöpfen vermehrt. Die Pflanzen wurden nach Bedarf wöchentlich mit 0,2%iger Düngerlösung „Wopil“ gedüngt.

Verfahren -A

Die Nematoden wurden aus vergallten Tomatenwurzeln gewonnen. Die Wurzeln wurden gewaschen, mit der Schere zerkleinert und anschließend in 0,1%iger NaOCl-Lösung (HUSSEY & BARKER, 1973) mit einem Küchenmixer (Type KM 8) 2 Minuten mazeriert. Dadurch wurden die Eiersäcke herausgelöst. Danach lagen Eier und Larven weitgehend frei in der Suspension vor. Die pflanzlichen Reste wurden mit einer Siebkombination von 100, 50 und 20 µm von Eiern und Larven getrennt. Die Eier und Larven wurden vom letzten Sieb mit ein wenig Leitungswasser abgespült und zur Inokulation verwendet.

Verfahren -B

Die vergallten Tomatenwurzeln wurden unter fließendem Leitungswasser gewaschen. Danach wurden die Wurzeln in etwa 1 cm lange Stücke geschnitten und im Mixer 30 Sekunden bei 9000 U/Minute Geschwindigkeit mazeriert. Das Wurzelmazerat wurde in eine 1-Liter-Duranflache überführt und mit einer NaOCl-Lösung auf 400 ml aufgefüllt. Die Endkonzentration betrug 1,5% aktives Chlor. Die Extraktionssuspension wurde von Hand 3 Minuten geschüttelt. Das NaOCl diente zur Auflösung der Gelatinematrix der Eiermasse, um somit die Eier freizusetzen. Der Inhalt der Flasche wurde über die Siebkombination von 300, 100, 50 und 20µm gegossen und mit reichlich Leitungswasser gewaschen. Auf dem 20µm Sieb zurückgehaltene Eier und Larven wurden zur Inokulation bzw. zur Weiterentwicklung der Eier in einer 1-Liter-Duranflache mit Druckluft bei Raumtemperatur belüftet. Nach 12 Tagen waren die meisten Larven geschlüpft. Die Eier/Larven-Suspension wurde 2 mal auf ein 20 µm Sieb gegeben und nachfolgend jedesmal die zurückgehaltenen Nematoden auf ein Sieb mit Milchfilter überführt und anschließend die Siebschalen nach OOSTENBRINK (1960) mit Leitungswasser angestaut. Larven, die innerhalb von 14 h die OOSTENBRINK-Schalen passierten, wurden zur Inokulation verwendet. Die Inokulumdichte wurde je nach Bedarf auf die gewünschte Konzentration eingestellt.

***Pratylenchus penetrans* FILIPJEV, 1936**

Freundlicherweise wurde eine sterile *P. penetrans*-Kultur von der Universität Kiel zur Verfügung gestellt. *P. penetrans* wurde an Senf (*Sinapsis alba*) *in vitro* vermehrt. Die Samen wurden in 2% NaOCl für 10 Minuten und danach in 96% Alkohol für etwa 2 Minuten desinfiziert. Anschließend wurden sie mit sterilem, destilliertem Wasser gewaschen. Dann wurden die Samen auf Petrischalen (Ø=9 cm) mit 0,8%igem Wasseragar übertragen und im Brutschrank bei 25 °C im Dunkeln für vier Tage vorgekeimt. Die vorgekeimten Samen wurden in modifizierte KNOP-Agar-Petrischalen (Ø=20 cm) übertragen und für 14 Tage im Lichtkasten kultiviert. Danach wurden die Schalen mit *P. penetrans* inokuliert. Nach 2-3 Monaten Kulturzeit war eine Ernte von Nematoden möglich.

4.1.2.2. Auswertung des Befalls von *M. arenaria* bzw. *M. incognita* und *P. penetrans*

Eingedrungene Larven: Zur Bestimmung der eingedrungenen Larven wurden die Tomatenwurzeln gründlich unter Leitungswasser gewaschen. Danach wurde zu den Wurzelproben Säurefuchsin-Lösung gegeben. Anschließend wurden die Proben in einem Mikrowellengerät aufgekocht. Die Proben wurden unter Zimmertemperaturbedingungen bis zur Zählung aufbewahrt. Die Wurzelproben wurden über ein 100 µm Sieb gegossen und unter fließendem Wasser gewaschen. Dann wurden sie kleingeschnitten, in Kolben (20 ml) überführt und für 10 Sekunden mazeriert. Die Larvenzahl wurde in Kunststoff-Zählkammern mit 10 ml Fassungsvermögen unter dem Binokular bestimmt.

Nematodenvermehrung: Es wurde das gesamte Wurzelsystem jeder einzelnen Pflanze zur Bestimmung der Nematodenvermehrung verwendet. Wo die Auszählung der Gallen möglich war, wurden sie, z. B. beim Kombinationseinsatz von *B. subtilis* und *A. superba*, bestimmt.

4.1.3. *Arthrobotrys superba* CORDA 1839

Der Pilz wurde auf KDA kultiviert. Da sich Reis als Startnährsubstrat sehr eignet und im Boden besser verteilbar ist (JAWICH, 1989), wurde der Pilz für die Versuche auf Reis vermehrt. Dazu wurden in Petrischalen (Ø=9 cm) 13 g Reis und 10 ml Aqua dest. pro Schale 30 Minuten lang autoklaviert. Später wurden die Schalen mit einem mit Myzel bewachsenen Agarstück (Ø=6 mm) in der Mitte beimpft. Die Schalen wurden 4 Wochen lang im Brutschrank bei 25 °C aufbewahrt, bis sie vollständig vom Pilz zugewachsen waren.

4.1.4. *Bacillus subtilis* (EHRENBERG 1835) COHN 1872

4.1.4.1. Anzucht, Herstellung von Sporensuspensionen und Gewinnung von Sterilkulturfiltraten

Anzucht

Der Stamm FZB 24[®] wurde vom FZB Biotechnik, Berlin isoliert und in Submerskultur bei 25 °C in Landy-Medium (Tab. 1) kultiviert. Die Sporen wurden gewaschen und anschließend auf Quarzsand (QS) bzw. KNO₃ als Trägersubstanz gesprüht und granuliert (die Dichte betrug 1x10¹⁰ cfu/g). Erfolgte die Formulierung auf KNO₃-Basis, ergab sich durch die Applikation

von *B. subtilis* gleichzeitig eine KNO₃-Zuführung (formulierungsbedingt), die berücksichtigt wurde. KNO₃ macht etwa 90% des Gesamtgewichtes des Granulates aus (JUNGE, 1994).

Der Stamm S18 wurde freundlicherweise vom Institut für Pflanzenkrankheiten der Rheinischen Friedrich-Wilhelms-Universität Bonn zur Verfügung gestellt. Die beiden Isolate FZB 24[®] und S18 wurden jeweils als Sporensuspension (Frischkultur) von der FZB Biotechnik GmbH (Berlin) geliefert.

Tab. 1: Zusammensetzung des Landy-Mediums für 1 Liter nach LANDY et al., 1948

Substanz	Menge	Substanz	Menge
Glucose	20 g	KH ₂ PO ₄	500 mg
L-Glutaminsäure	5 g	Fe(SO ₄) ₃ · 6H ₂ O	150 µg
MgSO ₄	250 mg	MnSO ₄ · H ₂ O	5 mg
KCl	250 mg	CuSO ₄ · 5H ₂ O	160 µg

Der pH-Wert wurde auf 7 mit 1 N KOH eingestellt

Sporensuspension

B. subtilis FZB 24[®], als Granulatpräparat, gebunden auf KNO₃ bzw. auf Quarzsand (QS), wurde mit sterilem Leitungswasser aufgeschwemmt und entsprechende Konzentrationen (10⁹, 10⁷ und 10⁵ cfu/ml) hergestellt. Die Sporensuspension wurde einer Wärmebehandlung bei 60 °C für 30 Minuten unterzogen, um die Sporen zur Keimung anzuregen, bzw. zu aktivieren.

Sterilkulturfiltrate

Die *B. subtilis*-Isolate wurden in Landy-Medium als Schüttelkultur vermehrt. Es wurden 3 Sterilkulturfiltrate (log. Phase = 8 h, Übergangsphase = 14 h und st. Phase = 72 h Kulturzeit) gewonnen. Die Kulturfiltrate wurden vor der Lieferung auf ihre Keim- bzw. Sporenfreiheit geprüft (Tab. 2).

Tab. 2: Merkmale verschiedener Kulturfiltrate von *B. subtilis*-Stamm FZB 24[®] im Landy-Medium (nach BECKMANN 1995⁺ und FZB Biotechnik GmbH 1995)

Merkmale	log.-Phase 8 h	üb.-Phase 14 h	st.-Phase 72 h
pH-Wert	5,97	6,61	7,44
⁺ Osmotischer Druck (mM/Kg)	207	136	105
Glutaminsäure (mg/ml)	3,27	3,09	0,012
Glucose (g/l)	14,5	13,29	4,2
NH ₄ (µg/ml)	9,962	6,217	1,162
Protease (Tecas*/ml)	0,0012	0,009	0,005
Zyklische Lipopeptide (g/l)	0,025	0,0293	0,242

*Eine Tyrosin-Einheit ist die Enzymmenge, die aus einer Caseinlösung unter definierten Bedingungen soviel in Trichloressigsäure lösliche Substratbruchstücke pro Minute freigesetzt werden, deren Absorption der eines µmol Tyrosin entspricht.

G₃-Fraktion und Bion[®]

G₃ ist eine physiologisch aktive HPLC-Fraktion aus dem Kulturfiltrat der Übergangsphase des *B. subtilis* Stammes FZB 14, die aktive Protein(e) als Stoffwechselprodukte des Bakteriums enthält (FISCHER, 1997). Für den genauen Ablauf der Trennung siehe ALEMAYEHU (1997).

Bion[®] (CIBA) ist der derzeit einzige käuflich erwerbbarer chemische Pflanzenaktivator. Bion[®] aktiviert die natürlichen Abwehrmechanismen der Pflanzen gegen Krankheitserreger. Bion[®] ist als wasserdispergierbares Granulat formuliert. Dieses Produkt wird über die Wurzel und Blätter schnell aufgenommen und in der gesamten Pflanze (akropetal und basipetal) verteilt. Das Produkt besitzt keine direkte Wirkung auf Pilze und Bakterien. Die Wirksubstanz von Bion[®] ist Benzo (1,2,3) thiadiazol-7-thiocarbonsäure-S-methylester.

4.2. Substrate

Es kamen hauptsächlich gärtnerische Erds substrate (Typ I und II), Pflanzerde und Quarzsand (Körnung 0,2-0,6 mm) bei der Kultivierung der Testpflanzen zur Anwendung. Die Bodenanalysewerte sind in Tab. 3 und 4 dargestellt.

Tab. 3: Laboranalyseergebnisse des gärtnerischen Erdsubstrates Typ I

Untersuchungsparameter	Dimension	Typ I	Typ I <i>B. subtilis</i> x 10 ⁷ cfu/ml	Typ I <i>B. subtilis</i> x 10 ⁹ cfu/ml
Nitrat-Stickstoff	mg NO ₃ -N/l FM	<10	<10	288
Ammonium-Stickstoff	mg NH ₄ -N/l FM	10	<10	<10
Phosphor	mg P/l FM	105	95	95
Kalium	mg K/l FM	132	138	676
Magnesium	mg Mg/l FM	160	152	146
pH-Wert (0,1 n KCl)	Meßtemp.: 21 °C	6,5	6,4	6,4
Trockenraummasse	g TM/l Boden	420	430	470
Salzkonzentration	als g KCl/l FM Meßtemp.: 25 °C	1,6	1,4	3,4

Tab. 4: Laboruntersuchungsergebnisse des Erdsubstrates Typ II

Untersuchungsparameter	Dimension	Typ II
Nitrat-Stickstoff	mg NO ₃ -N/l FM	168
Ammonium-Stickstoff	mg NH ₄ -N/l FM	31
Phosphor	mg P/l FM	425
Kalium	mg K/l FM	1644
Magnesium	mg Mg/l FM	324
pH-Wert (0,1 n KCl)	Meßtemp.: 22 °C	6,8
Trockenraummasse	g TM/l Boden	450
Salzkonzentration	als g KCl/l FM Meßtemp.: 25 °C	3,1

4.3. Methoden

4.3.1. Untersuchungen zum Einfluß von *B. subtilis* auf das Pflanzenwachstum und den *M. arenaria*-Befall

Der Einfluß von *B. subtilis* auf das Pflanzenwachstum und den Befall von *M. arenaria* an Tomate wurde in Gefäßversuchen im Gewächshaus untersucht. Es wurden *B. subtilis*-Granulate, die auf KNO₃- oder QS-Basis formuliert waren, verwendet. Zur Anwendung kamen Bakterien-Suspensionen mit Titern von 10⁵ (BS₁), 10⁷ (BS₂), und 10⁹ cfu/ml (BS₃). Von den jeweiligen Suspensionen wurden 20 ml je Gefäß und Pflanze appliziert. Wenn Präparate auf KNO₃-Basis eingesetzt wurden, waren mit der Granulatauflösung gleichzeitige

KNO₃-Zuführungen verbunden, die bei den Stufen 10⁵ cfu/ml mit 0,18 und 10⁷ cfu/ml mit 18 mg zwar zu vernachlässigen waren, die jedoch bei der höchsten Bakterienapplikation mit 10⁹ cfu/ml 1,8 g KNO₃ pro Pflanze bedeuteten. Die Wasserbehandlung diente als Kontrolle (BS₀). Es wurden 5 Wiederholungen angelegt. Eine Woche nach Bakterien-Applikation wurden drei Wochen alte Tomatensämlinge eingesetzt. Eine Woche danach wurden die Testpflanzen mit *M. arenaria* (M₁) durch Einbringen von 7000 Eiern/Larven, in 5 Gießlöchern um den Wurzelhals verteilt, inokuliert. Die behandelten Pflanzen wuchsen 6 Wochen. Anschließend wurde jede Variante in ihrer Biomasseentwicklung (Sproßhöhe, Sproßfrisch- und -trockenmasse sowie Wurzelfrischmasse) und hinsichtlich des Nematodenbefalls - Wurzelvergallung, Eier/Larven pro Wurzelsystem und g Wurzel - bonitiert.

4.3.2. Untersuchungen zum Einfluß von *B. subtilis*-Kulturfiltraten (KF) auf das Pflanzenwachstum und den *M. arenaria*-Befall

Es wurden Gefäßversuche mit standardisierten Kulturfiltraten von *B. subtilis* im Klimaschrank (Tagtemperatur 23 °C, rel. Luftfeucht. 65%, Nachttemperatur 19 °C und rel. Luftfeucht. 70%) durchgeführt. Die Plastiktöpfe wurden zuvor mit einer Wofasept-Lösung desinfiziert und anschließend gründlich mit Leitungswasser gespült. Ein eine Woche alter Tomatensämling wurde je Gefäß pikiert. Die Testpflanzen wurden im 2-Blattstadium mit 50%igen Kulturfiltraten (KF) aus den verschiedenen Fermentationsphasen (siehe 4.1.4.1.) durch Angießen von 5 ml pro Topf und Pflanze am Wurzelhals behandelt. Eine Wasserbehandlung diente als Kontrolle. Eine Woche danach wurden die Pflanzen mit *M. arenaria*-Larven (2000 L₂) inokuliert. Sterilisiertes Erds substrat (eine Mischung aus gärtnerischem Substrat und Quarzsand im Verhältnis von 1:1) oder reiner Quarzsand wurden als Substrat (200 ml bzw. 300 g pro Topf) verwendet. Es wurden fünf Wiederholungen je Variante angelegt. Die Testpflanzen wurden nach Bedarf wöchentlich mit 0,2%iger Düngerlösung „Wopil“ gedüngt und täglich nach Gewicht gegossen. Vier Wochen nach der Inokulation wurden die Biomasseentwicklung (Sproßfrisch-, -trockenmasse, Wurzelfrischmasse der Pflanzen) und die Anzahl der Eier/Larven ermittelt.

G3-Fraktion und Bion[®]

Eine 20%ige Konzentration (bezogen auf das Ausgangs-KF) von G₃ und die 2 Konzentrationen 10⁻⁵ und 10⁻⁴ M Bion[®] kamen zum Einsatz. Die Kontrollpflanzen wurden mit

Wasser behandelt. Es wurden jeweils 20 ml Lösung pro Gefäß und Pflanze appliziert. Es wurden die gleichen Wachstums- und Befallsparameter wie oben erfaßt.

4.3.3. Untersuchungen zur Wanderung und Invasion von *M. incognita* bzw.

M. arenaria nach *B. subtilis*- bzw. KF-Behandlung

B. subtilis als Sporensuspension: Der Einfluß von *B. subtilis* FZB 24® auf die Wanderung und Invasion von *M. incognita* wurde im modifizierten Sandblockversuch nach KERSTAN & RÖPKE (1977) an Tomate untersucht.

Ein Plexiglasrahmen von 7 x 2,5 x 1,5 cm auf einem Objektträger wurde mit 30 g Sterilsand (fein) gefüllt. Auf der einen Seite des Sandblocks wurde ein eine Woche alter Tomatenkeimling, der vorher in entsprechenden Varianten für 25 Minuten lang behandelt wurde, eingesetzt (Abb. 1). Als Varianten wurden gewählt:

- 1) H₂O 2) BS₂-QS 10⁷ cfu/ml *B. subtilis* 3) BS₃-QS 10⁹ cfu/ml *B. subtilis* 4) KNO₃
- 5) BS₃-KNO₃ 10⁹ cfu/ml *B. subtilis*

Vier Tage danach wurden die *M. incognita*-Larven (2045) auf die entgegengesetzte Seite inokuliert. 10 Tage nach der Inokulation wurde der Sandblock in 3 gleich große Abschnitte (vom Inokulationsort A, B und C) geteilt. Es wurden die Larven in den Sandblockteilen und im Wurzelsystem gezählt. Der Versuch wurde im Klimaschrank mit 9 Wiederholungen durchgeführt.

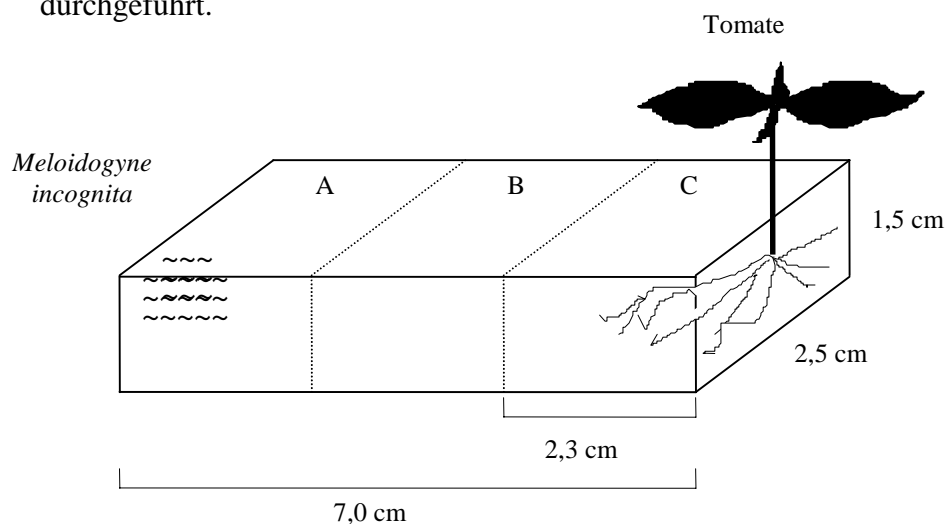


Abb. 1: Aufbau des Sandblockversuches

Kulturfiltrate: Ähnliche Versuche wurden mit *B. subtilis*-KF durchgeführt. Es wurden 2000 *M. arenaria*-Larven (L₂) inokuliert.

Ermittlung der Mortalität von *M. arenaria*-Larven (L₂): Der direkte Einfluß der KF von *B. subtilis* wurde gegen *Meloidogyne*-Larven *in vitro* getestet. Die KF wurden zu 3 verschiedenen Zeitpunkten des Fermentationsprozesses gewonnen. Als Kontrolle dienten Wasser und Landy-Medium. Es kamen 50%-, 10%- und 1%ige Kulturfiltrat-Konzentrationen zur Anwendung.

In 100-ml-Kunststoffgefäße wurden 24 ml des jeweiligen Kulturfiltrates und 1 ml *Meloidogyne*-Larven-Suspension (9000 L₂/ml) gegeben. Die Gefäße wurden bei Zimmertemperatur auf einem Schüttler (200 U/Minute) aufbewahrt. Jede Variante hatte 4 Wiederholungen. Jeden Tag wurde die Anzahl der lebenden und toten Larven bestimmt.

4.3.4. Untersuchungen zur systemischen Wirkung von *B. subtilis* auf den Pflanzenbefall durch *M. incognita*

Es wurde ein Sterilerds substratgemisch im Verhältnis von 2:1 aus Pflanzerde und Sand zur Befüllung der Versuchsgefäße (200 ml) verwendet. Zwei Wochen alte Tomatensämlinge wurden in einen oberen Topf gepflanzt, der wiederum auf 2 getrennte Töpfe plazierte wurde (Abb. 2 und 3). Das Wurzelsystem jeder Testpflanze wuchs in die 2 Töpfe (je 200 ml) hinein. Das Erds substrat, in das eine Wurzelhälfte hineinwuchs, wurde eine Woche nach dem Einpflanzen der Sämlinge mit 5 ml pro Topf und Pflanze Bakteriensuspension von *B. subtilis* (BS-KNO₃- und BS-QS-Formulierungen) 10⁹ cfu/ml behandelt. Eine KNO₃- und Wasserbehandlung dienten als Kontrolle.

Die unbehandelte Wurzelhälfte wurde mit 2000 L₂ inokuliert (Abb. 2) oder beide Wurzelhälften jeweils mit 2000 L₂ (Abb. 3).

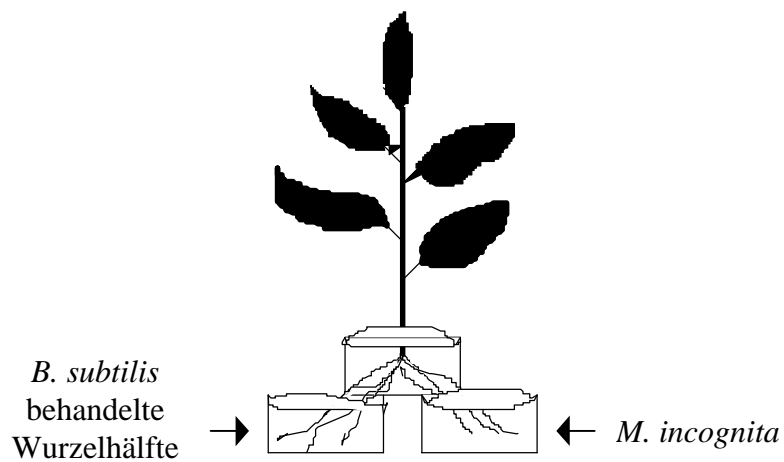


Abb. 2: Aufbau des „Split-root-system“-Versuches (einseitige Nematodeninokulation)

Je Variante wurden 10 Wiederholungen angelegt.

Die Hälfte der Pflanzen diente zur Bestimmung der Frühinfektion (10 Tage nach Inokulation). Die andere Hälfte wurde drei Wochen später geerntet. Der Versuch wurde an der Rheinischen Friedrich-Wilhelms-Universität Bonn im Gewächshaus durchgeführt.

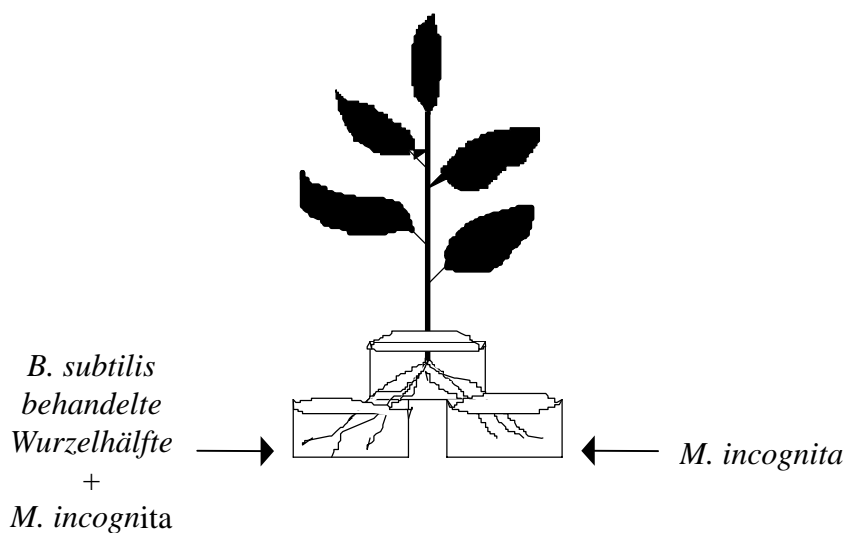


Abb. 3: Aufbau des „Split-root-system“-Versuches (zweiseitige Nematodeninokulation)

4.3.5. Untersuchungen zum Einfluß einer kombinierten Applikation von *B. subtilis* und *A. superba* auf den *M. arenaria*-Befall

Der Pilz wurde auf Reiskornmedium für vier Wochen bei 25 °C im Brutschrank kultiviert und zwei Wochen vor dem Einpflanzen der Tomatensämlinge in natürliches, ungedämpftes Erds substrat eingearbeitet. In jedes Gefäß wurde ½ -Schaleninhalt (mit Pilz bewachsener Reis) bzw. reiner Reis (6,5 g/Topf) gegeben. Die Kontrolle wurde ohne Reis angesetzt. Eine Woche danach wurde *B. subtilis* in die Gefäße (mit *A. superba*) eingearbeitet. Es wurden jeweils 20 ml Sporensuspension/Topf (10^9 cfu/ml) appliziert. Die Inokulation der Pflanzen mit *M. arenaria* erfolgte einen Tag nach dem Einpflanzen. Nach 6 Wochen Kulturdauer im Gewächshaus wurde der Versuch abgeerntet. Hierbei wurden Sproßhöhe (SH), Sproßfrisch- (SFM), -trockenmasse (STM) und Wurzelfrischmasse (WFM) sowie die Gallen pro Wurzelsystem erfaßt. Das Gießen und Düngen erfolgte einheitlich nach Bedarf.

4.3.6. Untersuchungen zum Einfluß der *B. subtilis* Stämme FZB 24[®] und S18 auf den Befall des Wurzelläsionsnematoden *Pratylenchus penetrans*

Der Einfluß von *B. subtilis* FZB 24[®] wurde unter Gewächshausbedingungen in gedämpftem Erds substrat (Mischung von gärtnerischem Erds substrat (Typ II) und Quarzsand im Verhältnis von 2:1) durchgeführt. Die Sporensuspensionen (10^9 cfu/ml) wurden zuvor 30 Minuten bei 60 °C wärmebehandelt. Es wurden 20 ml/Topf appliziert. Als Kontrolle diente eine Wasserbehandlung. Es wurden sowohl mit Nematoden inokulierte (1500 Nematoden/Gefäß und Pflanze) als auch uninokulierte Varianten angelegt. Jede Variante wurde 5mal wiederholt. Das Düngen und Bewässern erfolgte nach Bedarf. Nach 6 Wochen Kulturdauer wurde der Versuch beendet. Die unter 4.3.5. genannten Wachstumsparameter und die Gesamtzahl der Nematoden in der Wurzel wurden erfaßt.

Die *B. subtilis*-Stämme FZB 24[®] und S18 kamen mit gleichen Konzentrationen (10^9 cfu/ml) und Aufwandmengen an Sporensuspension auch zur Anwendung in ungedämpftem Erds substrat (Mischung aus gärtnerischem Substrat und Quarzsand im Verhältnis von 1:1).

4.3.7. Untersuchungen zum Einfluß von *B. subtilis* auf die pflanzlichen

Enzymaktivitäten

Sieben Wochen nach Bakterienapplikation bzw. sechs Wochen nach *Meloidogyne*-Inokulation wurden die Tomatenpflanzen geerntet. Sproßproben (Stengel und Blätter) wurden in flüssigem Stickstoff schockgefroren und zermörsert. Das Pulver wurde in 50-ml-Glasröhrchen bis zur weiteren Aufarbeitung bei -20 °C gelagert.

Das pulverisierte Pflanzenmaterial wurde modifiziert nach MAUCH et al. (1988) extrahiert. Hierzu wurden je g Frischmasse 4 ml kalte 0,1 M Tris-HCl (pH 7,5) verwendet. Das Extraktionsmittel enthielt zusätzlich den Proteasehemmer Phenylmethylsulfonylfluorid (PMSF, Merck Nr. 7349) in einer Konzentration von 1 mM. Die Proben wurden 30 Minuten bei 4 °C auf einem Schüttler extrahiert und anschließend das unlösliche Material durch Filtration abgetrennt.

Bestimmung des Proteingehaltes: Der Pflanzenextrakt wurde zentrifugiert und der Proteingehalt nach BRADFORD (1976) bestimmt. In ein Reagenzröhrchen wurden 100 µl der Proteinlösung und 5 ml der BRADFORD-Reagenz pipettiert. Das Gemisch wurde kurz mit einem Vortex-Mixer geschüttelt und nach 5 Minuten Reaktionszeit die Extinktion bei $\lambda=595\text{nm}$ (Mikrotiterplatten-Photometer Dynatech MR 5000) gemessen. Der Probenleerwert enthielt 100 µl 10 mM Tris-HCl Puffer und 5 ml BRADFORD-Reagenz. Anhand einer Eichkurve mit Rinderserumalbumin (BSA, Sigma Nr. B-4287) wurde die Proteinkonzentration bestimmt.

Bestimmung der Peroxidase: Die Ermittlung der Peroxidase-Aktivität erfolgte nach ABELES (1970).

Zusammensetzung der Guaiacollösung:

- 3 ml 0,05 M Kaliumphosphat-Puffer (pH 7,0),
- 0,5 ml 2 % (v/v) Guaiacol/Aqua dest. und
- 0,5 ml 0,3 % (v/v) H₂O₂/Aqua dest.

In Reagenzröhrchen wurden jeweils 100 µl der Proteinlösung mit 4 ml der Guaiacollösung vermischt und nach 1 Minute Reaktionszeit die Extinktion von Tetraguaiacol bei $\lambda=470\text{ nm}$ bestimmt. Die Reaktion fand bei Zimmertemperatur statt.

Bestimmung der Chitinase: Die Chitinase-Aktivität der Proben wurde nach WIRTH & WOLF (1990) bestimmt. Als Substrat diente CM-Chitin-RBV (Prof. Wolf, Univ. Göttingen) in wäßriger Lösung (2 mg/ml). In einem Eppendorfgefäß wurden 100 µl dieser Lösung, 100 µl 0,2 M Natriumacetat-Puffer (pH 5,0) und 200 µl Proteinlösung für 1 h bei 26 °C in einem Wasserbad inkubiert. Die Reaktion wurde gestoppt durch Zugabe von 100 µl 1 N HCl und Abkühlung des Ansatzes auf Eis für 10 Minuten. Das präzipitierte, nicht umgesetzte Substrat wurde durch Zentrifugation (14.900 x g, 4 °C, 5 Minuten) gesammelt. Der Überstand wurde auf Mikrotiterplatten aufgetragen (200 µl/Cup) und die Extinktion bei $\lambda=550$ nm bestimmt. Die Zusammensetzung des Probenleerwertes war analog, aber ohne die entsprechende Enzymlösung. Als Positivkontrolle wurde Chitinase (Sigma Nr. C-6137) verwendet.

4.3.8. Untersuchungen zum Einfluß synthetischer Phytohormone bzw. Vorstufen auf das Pflanzenwachstum und den *M. arenaria*-Befall

Es wurde angenommen, daß *B. subtilis* und andere Mikroorganismen Phytohormone bzw. Stoffwechselprodukte, die eine phytohormonähnliche Wirkung haben, produzieren.

Deshalb wurden Versuche unternommen, um den Phytohormonhaushalt der Testpflanzen durch Zugabe synthetischer Phytohormone bzw. Vorstufen zu beeinflussen. Es kamen folgende Phytohormone und Vorstufen zum Einsatz: a) Indol-3-ylessigsäure (IAA) 10^{-6} M; b) Kinetin 10^{-6} M; c) Indol-3-ylpyruvatsäure 10^{-6} M (IPyA). Es wurden 40 ml pro Topf und Pflanze appliziert. Die Testpflanzen wurden nach Bedarf, wöchentlich mit 0,2%iger Düngerlösung „Wopil“ gedüngt und täglich nach Gewicht gegossen. Der Versuch wurde sowohl im Klimaschrank als auch im Gewächshaus durchgeführt.

Mortalität der *Meloidogyne*-Larven (L_2) *in vitro*: In 100-ml-Kunststoffgefäßen wurden 24 ml der jeweiligen Vorstufen- bzw. Phytohormonlösungen und 1 ml *Meloidogyne*-Larven-Suspension gegeben. Die Plastikbecher wurden unter Zimmertemperaturbedingungen aufbewahrt. Jede Variante hatte 4 Wiederholungen. Zum Zeitpunkt des Versuchsansatzes und nach 1, 3, 5, 7, 9, 11 und 13 Tagen wurden jeweils 2 ml des Gemisches entnommen, um die Mortalität der Nematoden zu bestimmen.

4.4. Statistische Auswertung der Versuche

Die statistische Auswertung wurde nach WEBER (1980) mittels der Software SPSS für Windows durchgeführt. Die Meßdaten wurden einfaktoriell varianzanalytisch mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von 5% verrechnet. Der Mittelwertvergleich erfolgte bis zu 4 Varianten mit dem t-Test ($LSD_{0,05}$) und bei mehr als 4 Varianten mit dem Tukey-Test ($HSD_{0,05}$).

5. Ergebnisse

5.1. Untersuchungen zum Einfluß von *B. subtilis* auf den *M. arenaria*-Befall und das Pflanzenwachstum in gedämpftem Erds substrat

5.1.1. *B. subtilis* als Granulatpräparat auf KNO_3 -Basis

An den oberirdischen Pflanzenteilen war deutlich zu sehen, daß die bakterienbehandelten, nicht mit *Meloidogyne* inokulierten gesunden Pflanzen dunklere Blätter aufwiesen als die nicht mit *B. subtilis* behandelten, aber mit *Meloidogyne* inokulierten Pflanzen. Die Keimblätter wurden bei Pflanzen ohne *B. subtilis* und mit *Meloidogyne*-Behandlung eher gelb und fielen zeitiger ab als bei gesunden bzw. mit *Bacillus subtilis*-behandelten, aber mit *M. arenaria* inokulierten Pflanzen. 3 Wochen nach Inokulation zeigten die mit der höchsten Keimdichte (*B. subtilis* 10^9 cfu/ml) behandelten Pflanzen ein besseres Wachstum als die anderen Varianten einschließlich der gesunden Pflanzen (Abb. 4).



Abb. 4: Entwicklung der Tomatenpflanzen 3 Wochen nach dem Einpflanzen bzw. zwei Wochen nach der *Meloidogyne arenaria*-Inokulation. [(von links nach rechts) Pflanze ohne *Bacillus subtilis* aber mit *Meloidogyne*-Inokulation (BS_0M_1); Pflanzen mit steigenden Bakterientitern behandelt und mit *Meloidogyne*-inokuliert (BS_1M_1 - 10^5 cfu/ml, BS_2M_1 - 10^7 cfu/ml, BS_3M_1 - 10^9 cfu/ml) sowie völlig unbehandelte Pflanze (BS_0M_0)]

Eine Wachstumsreduzierung durch den *Meloidogyne*-Befall wurde bei allen Varianten festgestellt, außer den mit einer Keimdichte von 10^9 cfu/ml bakterienbehandelten Pflanzen verbunden mit einer formulierungsbedingten KNO_3 -Gabe in Höhe von 1,8 g/Pflanze und Topf (Tab. 5). Allerdings fielen hier die Wachstumsdepressionen durch den *Meloidogyne*-Befall bei den Titern von 10^5 und 10^7 cfu/ml deutlich geringer aus [besonders die Sproßtrocken- (STM) und Wurzelfrischmasse (WFM)] als bei den befallenen Kontrollpflanzen (Tab. 5).

Tab. 5: Einfluß der Bakterienbehandlung mit *Bacillus subtilis* (FZB 24[®]) auf die Sproßhöhe (SH) in cm, Sproßfrisch- (SFM) und -trockenmasse (STM) in g, Wurzelfrischmasse (WFM) in g bei mit *Meloidogyne arenaria* befallenen Tomatenpflanzen

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM
BS ₀ M ₀	48,14 (109)	47,32 (133)	7,18 (126)	10,5 (80)
BS ₀ M ₁	44,2 ^{ab} (100)	35,68 ^a (100)	5,72 ^a (100)	13,18 ^a (100)
BS ₁ -KNO ₃ M ₁	41,4 ^a (93,6)	35,50 ^a (100)	5,84 ^a (102)	16,56 ^b (126)
BS ₂ -KNO ₃ M ₁	44,8 ^b (101)	37,68 ^a (106)	6,04 ^a (106)	14,48 ^a (110)
BS ₃ -KNO ₃ M ₁	54,0 ^c (122)	95,68 ^b (268)	11,60 ^b (203)	32,42 ^c (246)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach t-Test ($P \leq 0.05$), n= 5

BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₁-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10^5 cfu/ml)

BS₂-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10^7 cfu/ml)

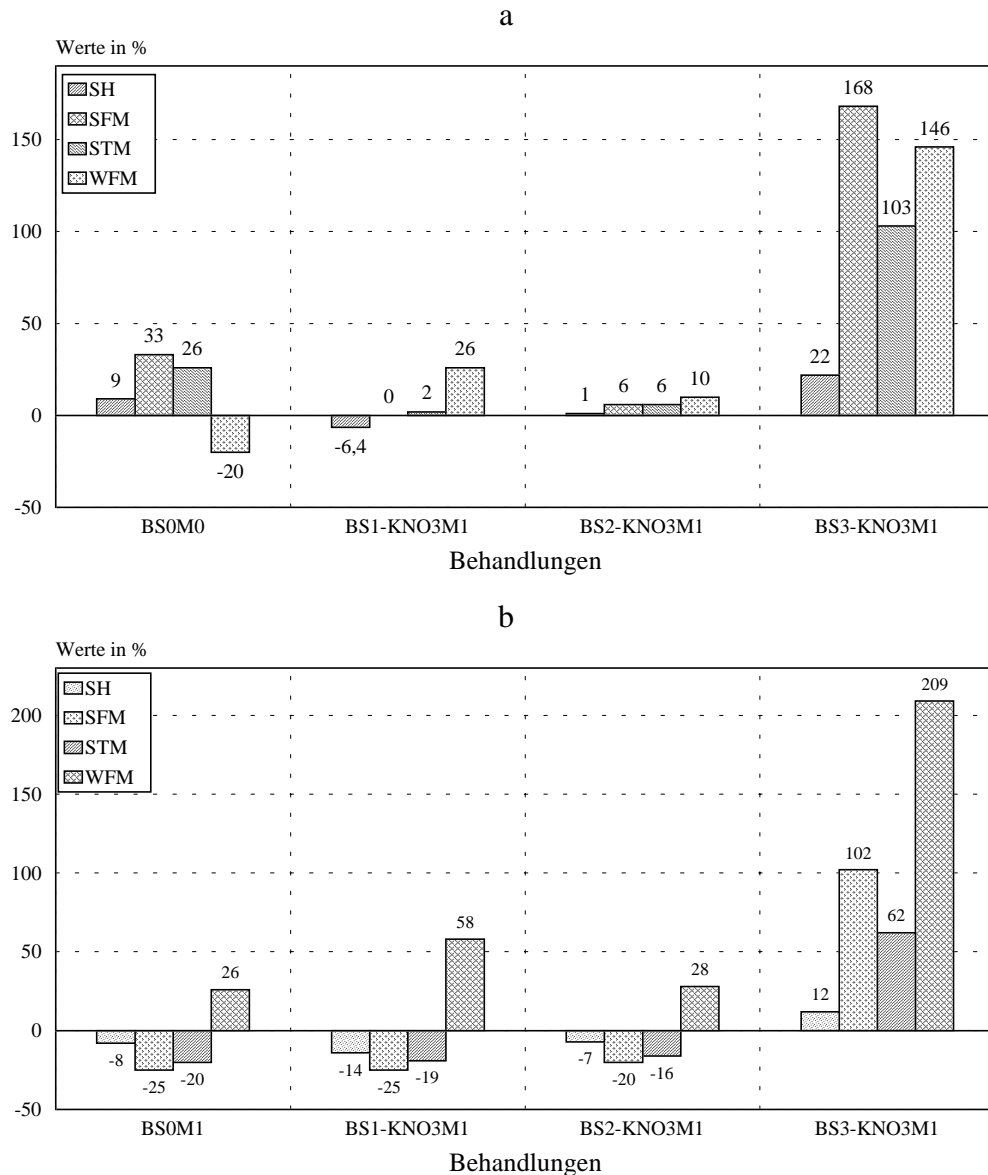
BS₃-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10^9 cfu/ml)

M₀= ohne *Meloidogyne*

M₁= *Meloidogyne*

Die Ergebnisse zeigen, daß die Bakterienbehandlung der Pflanzen mit *B. subtilis* zu einer Wachstumsverbesserung bei den meisten Meßparametern, insbesondere der Wurzelfrischmasse bei allen mit *Meloidogyne*-inokulierten Varianten führte. Die höchste Bakterienapplikation mit der formulierungsbedingten KNO_3 -Gabe zeigte erwartungsgemäß den deutlichsten Effekt. Signifikant zeigte sich diese Wurzelwachstumsförderung (26%) aber auch schon bei der geringsten Bakterienbehandlung (BS₁), wo die formulierungsbedingte

KNO₃-Zugabe praktisch unbedeutend war (Tab. 5 und Abb. 5a). Die Wirkung wird noch deutlicher in der grafischen Darstellung (Abb. 5b), bei der die durchschnittliche Biomasse der weder *Meloidogyne*- noch bakterienbehandelten Pflanzen (BS₀M₀) gleich 0 gesetzt wurde. Die Bakterienbehandlung mit 10⁹ cfu/ml führte zu einer signifikant höheren Sproßfrisch- und -trockenmasse im Vergleich zu den anderen Varianten.



BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₁-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁵ cfu/ml)

BS₂-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁷ cfu/ml)

BS₃-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁹ cfu/ml)

M₀= ohne *Meloidogyne*

M₁= *Meloidogyne*

Abb. 5: Einfluß von *Bacillus subtilis* auf verschiedene Wachstumsparameter wie Sproßhöhe (SH), -frischmasse (SFM), -trockenmasse (STM) und Wurzelfrischmasse (WFM) von *Meloidogyne arenaria*-befallenen Tomatenpflanzen, dargestellt im Vergleich zu befallener Kontrolle (a) und nach gesunder Kontrolle (b)

Anhand der gebildeten Gallen war festzustellen, daß durch die Bakterienbehandlung der Pflanzen mit *B. subtilis* die Intensität der Wurzelvergallung zunahm. Die Vergallungszunahme korrelierte visuell positiv mit den steigenden Bakterientitern und dem verbesserten Wachstum der Pflanzen. Da diese Vergallungszunahme zahlenmäßig nicht zu erfassen war, sollen Befallsbilder die Intensität der einzelnen Varianten verdeutlichen (Abb. 6).

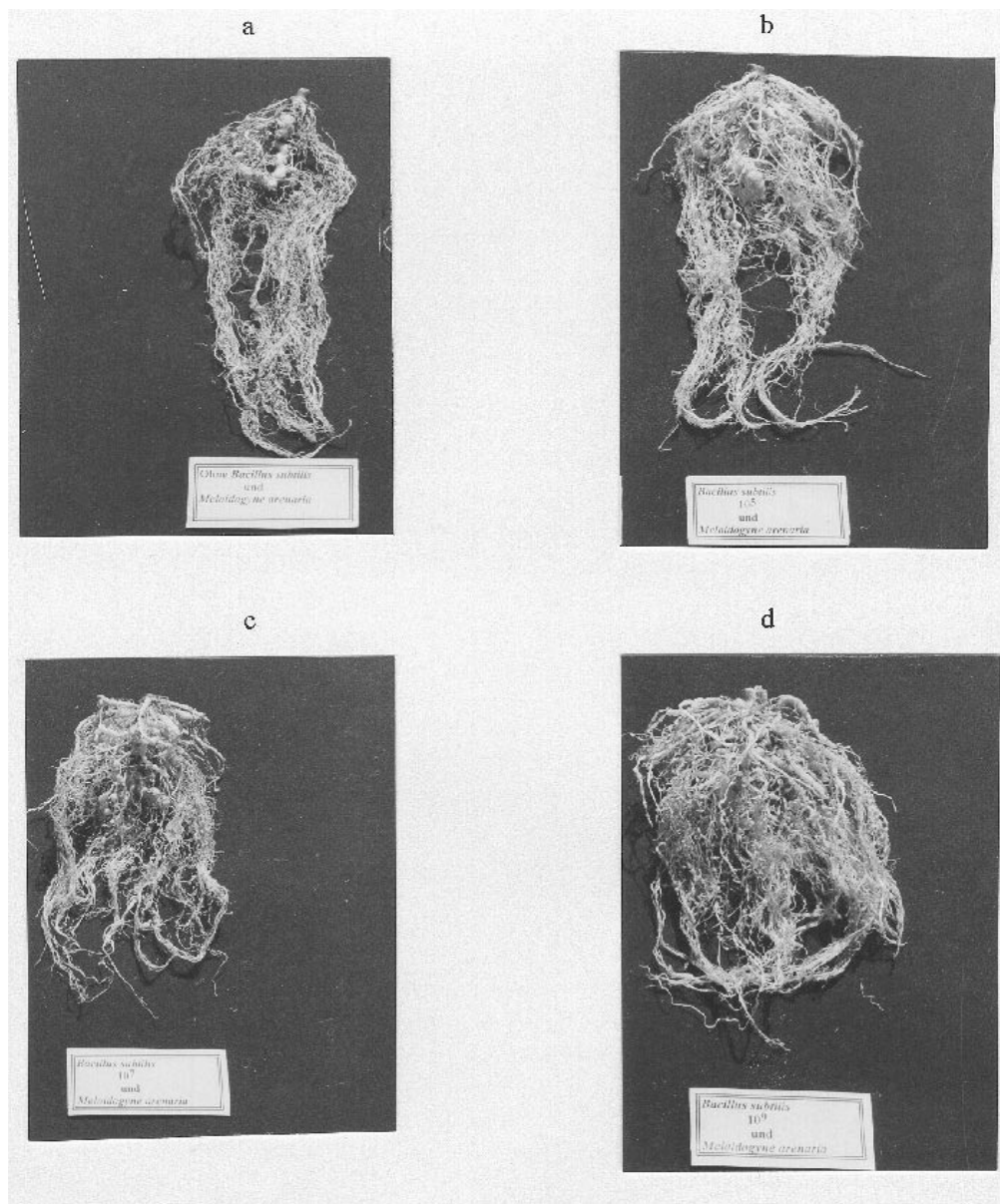


Abb. 6: Vergallte Wurzelsysteme einzelner Varianten:

- | | |
|--|--|
| a) nicht mit <i>Bacillus subtilis</i> behandelt | b) mit <i>B. subtilis</i> (10^5 cfu/ml) behandelt |
| c) mit <i>B. subtilis</i> (10^7 cfu/ml) behandelt | d) mit <i>B. subtilis</i> (10^9 cfu/ml) behandelt |

Bei der Untersuchung der Wirkung von *B. subtilis* auf das Wachstum nicht mit *Meloidogyne* inokulierter Pflanzen wurden signifikante Wachstumsverbesserungen durch die Bakterienbehandlung insbesondere bei den höheren Titern (10^7 und 10^9 cfu/ml) bei den Wachstumsparametern Sproßfrisch-, -trockenmasse und Wurzelfrischmasse festgestellt. Der Zuwachs war am deutlichsten bei der höchsten Bakterienapplikation mit formulierungsbedingter KNO_3 -Gabe (Tab. 6 und Abb. 7 und 8).

Tab. 6: Einfluß einer Bakterisierung der Tomatenpflanzen mit *Bacillus subtilis* (FZB 24[®]) auf Sproßhöhe (SH) in cm, Sproßfrisch- (SFM) und -trockenmasse (STM) in g, Wurzelfrischmasse (WFM) in g

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM
BS ₀ M ₀	65,2 ^a (100)	53,40 ^a (100)	7,62 ^a (100)	8,80 ^a (100)
BS ₁ -KNO ₃ M ₀	64,8 ^a (99,4)	58,60 ^a (110)	7,68 ^a (101)	8,92 ^a (101)
BS ₂ -KNO ₃ M ₀	65,6 ^a (100,6)	70,34 ^b (132)	9,24 ^a (121)	10,70 ^a (122)
BS ₃ -KNO ₃ M ₀	75,2 ^a (115,0)	149,02 ^c (279)	17,92 ^b (235)	16,52 ^b (188)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach t-Test ($P \leq 0.05$), $n=5$

BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₁-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10^5 cfu/ml)

BS₂-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10^7 cfu/ml)

BS₃-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10^9 cfu/ml)

M₀= ohne *Meloidogyne*



Abb. 7: Wachstum der Tomatenpflanzen 3 Wochen nach Einpflanzen (Formulierung auf KNO_3 -Basis):

- a) völlig unbehandelte
- b) nicht mit *B. subtilis* behandelte aber mit *Meloidogyne* inokulierte
- c) mit *B. subtilis* (10^5 cfu/ml) behandelte und nicht mit *Meloidogyne* inokulierte
- d) mit *B. subtilis* (10^5 cfu/ml) behandelte und mit *Meloidogyne* inokulierte
- e) mit *B. subtilis* (10^7 cfu/ml) behandelte und nicht mit *Meloidogyne* inokulierte
- f) mit *B. subtilis* (10^7 cfu/ml) behandelte und mit *Meloidogyne* inokulierte
- g) mit *B. subtilis* (10^9 cfu/ml) behandelte und nicht mit *Meloidogyne* inokulierte
- h) mit *B. subtilis* (10^9 cfu/ml) behandelte und mit *Meloidogyne* inokulierte Pflanzen

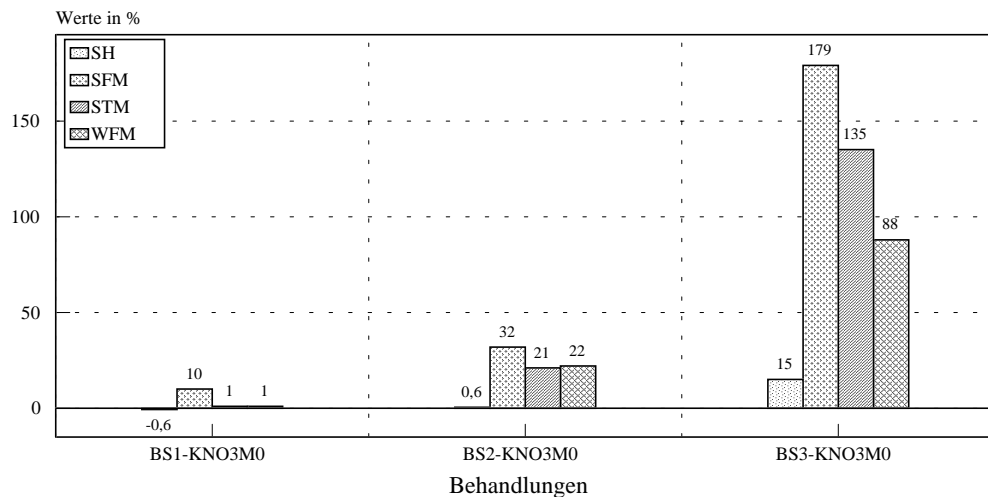


Abb. 8: Einfluß von *Bacillus subtilis* auf die Wachstumsparameter Sproßhöhe (SH), -frischmasse (SFM), -trockenmasse (STM) und Wurzelfrischmasse (WFM) bei Pflanzen ohne *Meloidogyne* im Vergleich zur mit *Bacillus subtilis* unbehandelten Kontrolle

BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₁-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁵ cfu/ml)

BS₂-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁷ cfu/ml)

BS₃-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁹ cfu/ml)

M₀= ohne *Meloidogyne*

Die Biomasse der mit *Meloidogyne arenaria* und *B. subtilis* (FZB 24[®]) inokulierten Pflanzen, insbesondere mit den beiden höheren Bakterientitern [BS₂-KNO₃ (10⁷ cfu/ml) und BS₃-KNO₃ (10⁹ cfu/ml)], war signifikant deutlich höher bei allen Parametern im Vergleich zu den nicht mit *B. subtilis* (FZB 24[®]) behandelten und mit dem niedrigsten Bakterientiter (10⁵ cfu/ml) behandelten Varianten. Weiterhin wurden nach Inokulation mit *M. arenaria* Wachstumsförderungen durch die höchste Bakterientitergabe (BS₃-KNO₃ - 10⁹ cfu/ml), verbunden mit der formulierungsbedingten 1,8 g KNO₃-Düngung, im Vergleich zu allen anderen Varianten festgestellt (Tab. 8 und Abb. 9; 10).

Tab. 7: Einfluß der Bakterienbehandlung von Tomatenpflanzen mit *Bacillus subtilis* (FZB 24[®]) auf Sproßhöhe (SH) in cm, Sproßfrisch- (SFM) in g, -trockenmasse (STM) in g, Wurzelfrischmasse (WFM) in g und den Befall mit *Meloidogyne arenaria* [Eier und Larven pro Wurzelsystem (E&L/WS), pro g Wurzel (E&L/g W), Vermehrungsrate (Pf/Pi) (Endpopulation/Initialpopulation)]

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM	E&L/WS	E&L/g W	Pf/Pi
BS ₀ M ₁	57,6 ^a (100)	38,18 ^a (100)	5,18 ^a (100)	10,44 ^a (100)	444027 ^a (100)	42531 ^b (100)	63,4 (100)
BS ₁ -KNO ₃ M ₁	61,8 ^a (107)	41,66 ^a (109)	5,66 ^a (109)	12,38 ^a (119)	546780 ^b (123)	44166 ^b (104)	78,1 (123)
BS ₂ -KNO ₃ M ₁	64,8 ^a (113)	51,52 ^b (135)	7,36 ^b (142)	14,66 ^b (140)	601470 ^b (136)	41028 ^b (97)	85,9 (136)
BS ₃ -KNO ₃ M ₁	72,4 ^b (126)	133,56 ^c (350)	16,04 ^c (310)	27,78 ^c (266)	717999 ^c (162)	25846 ^a (61)	102,6 (162)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach t-Test ($P \leq 0.05$), $n = 5$

BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₁-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10^5 cfu/ml)

BS₂-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10^7 cfu/ml)

BS₃-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10^9 cfu/ml)

M₁= *Meloidogyne*

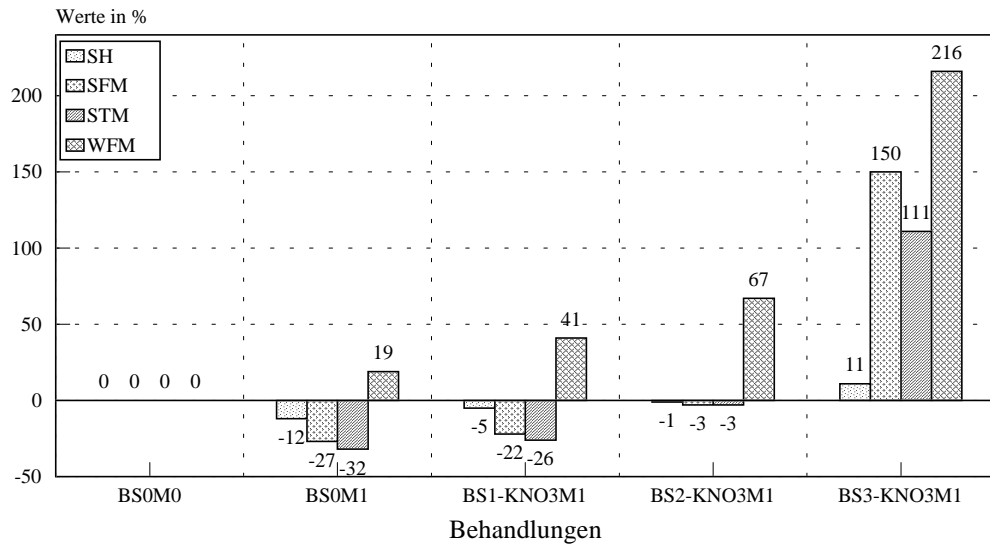
Allein durch Inokulation mit *Meloidogyne* (Wurzelgallennematoden) wurde das Wurzelwachstum (ausgewiesen durch Wurzelfrischmasse in g) um 19-20% gefördert (Tab. 5 und Abb. 5a; b; 10). Noch deutlicher wurde das Wurzelwachstum durch die Bakterienbehandlung und die formulierungsbedingte KNO₃-Gabe um 38 bis 216% verbessert. Damit die beiden Versuche vergleichbar bleiben, wurden bei den beiden nächsten Abbildungen (9 und 10), jeweils die nicht mit *B. subtilis* behandelte, aber mit *Meloidogyne* inokulierte Kontrolle 0 bzw. die nicht mit *B. subtilis* behandelte Kontrolle ohne *Meloidogyne* auf 0 gesetzt. Somit ist ein Vergleich mit anderen Varianten besonders den Bakterienbehandlungsvarianten und den *Meloidogyne*-inokulierten Varianten besser möglich. Die Abb. 11 zeigt den fördernden Effekt des *B. subtilis*- bzw. KNO₃-Einsatzes (17 bis 42% Zuwachs) auf das Wurzelwachstum trotz *Meloidogyne*-Inokulation und Befall durch Wurzelgallennematoden. Die Ergebnisse dieser Abb. ist nach Formel A verrechnet. Aus der Abb. 10 wird deutlich, daß die Nematodenschäden durch Bakterienbehandlung mit zunehmendem Titer adäquat abnehmen. Die Bakterienbehandlung der Pflanzen mit 10^7 cfu/ml

$$\text{bereinigter Effekt der Behandlung} = \frac{\text{beh.}_Y \text{ inok. Pfl.}}{\text{beh.}_Y \text{ uninok. Pfl.}} \times \frac{\text{völlig unbeh. Kontrolle}}{\text{unbeh. inok. Kontrolle}} \times 100 \quad (\text{Formel A})$$

$\text{beh}_Y \text{ inok. Pfl.} =$ mit *Bacillus subtilis* behandelte und mit *Meloidogyne* inokulierte einzelne Variante
 $\text{beh}_Y \text{ uninok. Pfl.} =$ mit *Bacillus subtilis* behandelte und nicht mit *Meloidogyne* inokulierte einzelne Variante
 $\text{völlig unbeh. Kontrolle} =$ völlig nicht behandelte Kontrolle (weder mit *B. subtilis* noch mit *Meloidogyne*)
 $\text{unbeh. inok. Kontrolle} =$ nicht mit *B. subtilis* behandelte, aber mit *Meloidogyne* inokulierte Kontrolle



49

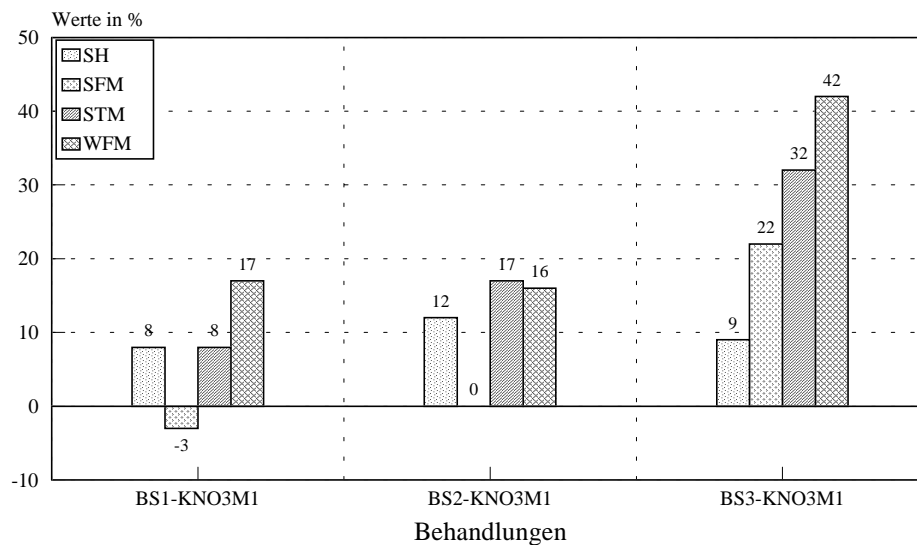


M₀= ohne *Meloidogyne*
M₁= *Meloidogyne*

BS₀= ohne *Bacillus subtilis*
BS₁-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁵ cfu/ml)
BS₂-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁷ cfu/ml)
BS₃-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁹ cfu/ml)

Abb. 10: Einfluß von *Bacillus subtilis* auf Pflanzenwachstum und *Meloidogyne arenaria*-Befall in Bezug zur gänzlich unbehandelten Kontrolle

Die Vermehrung der Wurzelgallennematoden wurde durch die Bakterienbehandlung erhöht. Die Vermehrungsrate der Wurzelgallenälchen betrug bei der nicht bakterienbehandelten Variante etwa 63,4. Bei den bakterienbehandelten Varianten [BS₁- (10⁵ cfu/ml), BS₂- (10⁷ cfu/ml) und BS₃-KNO₃ (10⁹ cfu/ml)] stieg die Vermehrungsrate bis 102,6 an. Mit zunehmenden Bakterientitern stieg auch die ermittelte Eier/Larvenanzahl pro Wurzelsystem an. Allerdings fiel die Eier/Larvenanzahl pro g Wurzel bei dem höchsten Bakterieneinsatz signifikant geringer aus als bei den anderen Varianten (Tab. 7 und Abb. 9).



BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₁-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁵ cfu/ml)

BS₂-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁷ cfu/ml)

BS₃-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁹ cfu/ml)

M₁= *Meloidogyne*

Abb. 11: Einfluß von *Bacillus subtilis* auf das Wachstum *Meloidogyne*-befallener Pflanzen nach der Behandlung verglichen mit einzelnen nicht mit *Meloidogyne* inokulierten Kontrollen (verrechnet nach Formel A)

5.1.2. *B. subtilis* als Granulatpräparat auf Quarzsand-Basis

Dieser Versuch wurde mit Erds substrat vom Typ II durchgeführt. Wie aus den Werten der Laboranalyse zu entnehmen ist (Tab. 3 und 4), ist dieser Typ hinsichtlich des Nährstoffangebotes reichhaltiger als der Typ I.

Die Bakterienbehandlung der Pflanzen zeigte keine Wirkung auf die Biomasseentwicklung. Dagegen wurde zum Vergleich das Pflanzenwachstum durch eine KNO₃-Gabe (1,8g/Topf) allein, einschließlich die *B. subtilis* Formulierung auf KNO₃ beim Titer von 10⁹ cfu/ml), signifikant gegenüber den anderen Varianten verbessert (Tab. 8).

Tab. 8: Einfluß der Bakterienbehandlung von Tomatenpflanzen mit *Bacillus subtilis* (FZB 24[®]) auf Sproßhöhe (SH) in cm, Sproßfrisch- (SFM) und -trockenmasse (STM) in g, Wurzelfrischmasse (WFM) in g

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM
BS ₀ M ₀	96,6 ^a (100)	87,7 ^a (100)	8,7 ^a (100)	12,5 ^a (100)
BS ₁ -QSM ₀	96,3 ^a (100)	94,4 ^a (108)	8,9 ^a (102)	12,6 ^a (101)
BS ₂ -QSM ₀	98,8 ^a (102)	95,5 ^a (109)	9,0 ^a (103)	12,6 ^a (101)
BS ₃ -QSM ₀	104,4 ^a (108)	95,0 ^a (108)	9,2 ^a (106)	12,6 ^a (101)
KNO ₃ M ₀	109,0 ^a (113)	147,3 ^b (168)	14,5 ^b (167)	15,0 ^b (120)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach Tukey-Test ($P \leq 0.05$), $n = 5$

BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₁-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10^5 cfu/ml)

BS₂-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10^7 cfu/ml)

BS₃-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10^9 cfu/ml)

M₀= *Meloidogyne*

Eine leichte Zunahme der Wurzelfrischmasse (ca. 14%) wurde bei den bakterienbehandelten, *Meloidogyne*-inokulierten Pflanzen [BS₃-QS 10^9 cfu/ml (*B. subtilis* auf Quarzsand)] im Vergleich zu den nicht bakterienbehandelten, *Meloidogyne*-inokulierten Pflanzen (Tab. 9) festgestellt. Dagegen bewirkte eine KNO₃-Behandlung eine statistisch gesicherte, höhere Biomasseentwicklung (Ausnahme: Sproßhöhe und Wurzelfrischmasse). Es wurde keine statistisch signifikante Wirkung auf die Gallenbildung bzw. Vermehrung der Wurzelgallenälchen festgestellt (Tab. 9 und Abb. 12). Jedoch wurde eine leicht höhere Eier/Larvenzahl (ca. 12-26%) bei den bakterienbehandelten Varianten im Vergleich zur nicht bakterienbehandelten Kontrolle ermittelt.

Tab. 9: Einfluß der Bakterienbehandlung von Tomatenpflanzen mit *Bacillus subtilis* (FZB 24[®]) auf Sproßhöhe (SH) in cm, Sproßfrisch- (SFM) und -trockenmasse (STM) in g, Wurzelfrischmasse (WFM) in g und den Befall durch *M. arenaria*-Eier/Larven pro Wurzelsystem (E&L/WS) bzw. g Wurzel (E&L/g W) und Vermehrungsrate (Pf/Pi) [Endpopulation /Initialpopulation]

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM	E&L/WS	E&L/g W	Pf/Pi
BS ₀ M ₁	97,6 ^a (100)	89,3 ^a (100)	8,5 ^a (100)	12,5 ^a (100)	66793 ^a (100)	5343 ^a (100)	9,54 (100)
BS ₁ -QSM ₁	96,6 ^a (99)	89,3 ^a (100)	8,6 ^a (101)	12,3 ^a (98)	81358 ^a (122)	6164 ^a (115)	11,62 (122)
BS ₂ -QSM ₁	100 ^a (103)	90,4 ^a (101)	8,6 ^a (101)	13,2 ^a (106)	74859 ^a (112)	6086 ^a (114)	10,69 (112)
BS ₃ -QSM ₁	101,2 ^a (104)	92,2 ^a (103)	9,1 ^a (107)	14,3 ^a (114)	83935 ^a (126)	5870 ^a (110)	11,99 (126)
KNO ₃ M ₁	108,8 ^a (112)	139,2 ^b (156)	13,8 ^b (162)	14,8 ^a (118)	68467 ^a (103)	4626 ^a (87)	9,78 (103)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach Tukey-Test ($P \leq 0.05$), $n = 5$

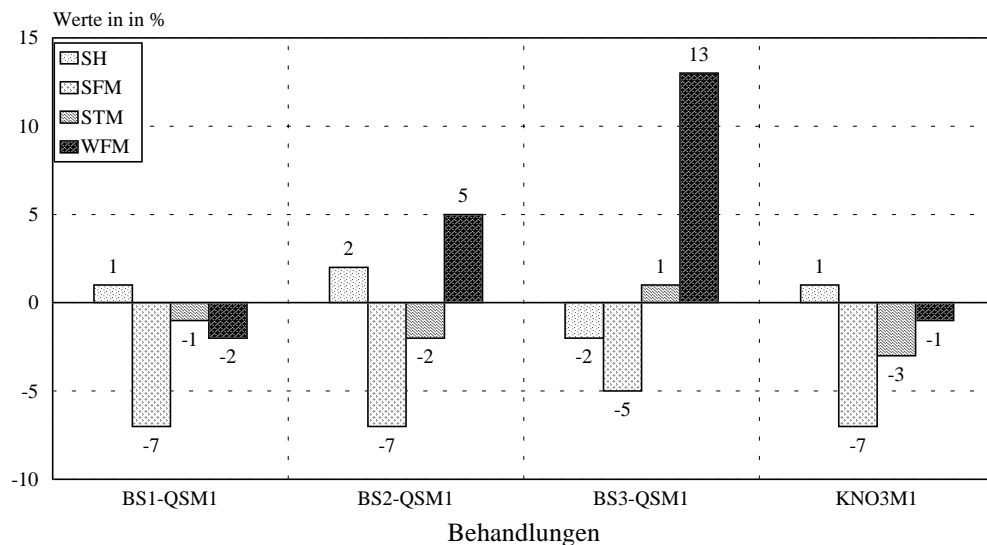
BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₁-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10^5 cfu/ml)

BS₂-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10^7 cfu/ml)

BS₃-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10^9 cfu/ml)

M₁= *Meloidogyne*



BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₁-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10⁵ cfu/ml)

BS₂-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10⁷ cfu/ml)

BS₃-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10⁹ cfu/ml)

M₁= *Meloidogyne*

Abb. 12: Einfluß von *Bacillus subtilis* auf das Wachstum von Pflanzen mit *Meloidogyne arenaria*-Befall in Bezug auf eine Kontrolle ohne *Meloidogyne* (verrechnet nach Formel A)

5.1.3. Einfluß der *B. subtilis*-Trägersubstanzen auf das Pflanzenwachstum und den *M. arenaria*-Befall

Der Einfluß der beiden Trägersubstanzen für die *B. subtilis*-Präparate (Quarzsand und KNO₃) und der damit verbundenen KNO₃-Düngung bei der Pflanzenbakterisierung auf das Wachstum und den Befall durch Wurzelgallennematoden an Tomate wurde unter Gewächshausbedingungen untersucht. Hierzu wurde eine Substratmischung im Verhältnis von 1:1 aus Erds substrat Typ II und Quarzsand verwendet. Die Pflanzen wurden mit 2000 *Meloidogyne*-Larven (L₂) inokuliert.

Die KNO₃-Applikation führte zu einer signifikanten Verbesserung der Sproßhöhe (149%), -frischmasse (618%) und -trockenmasse (452%) sowie Wurzelfrischmasse (360%) gegenüber der nicht bakterienbehandelten und nicht gedüngten Kontrolle. Weiterhin wurde das Pflanzenwachstum auch durch die Bakterienbehandlung der Pflanzen gefördert. Durch die Bakterienbehandlung (BS₃-QS - 10⁹ cfu/ml) der Pflanzen wurden die Biomassewerte um 16% bei der Sproßhöhe, 21% bei der Sproßfrischmasse, um 25% bei der -trockenmasse und um 18% bei der Wurzelfrischmasse im Vergleich zur nicht bakterienbehandelten, ungedüngten

Kontrolle gesteigert (Tab. 10 und Abb. 13a; b). Auch bei BS₃-KNO₃ (10⁹ cfu/ml) verbesserte die Bakterienbehandlung das Pflanzenwachstum um 11% bei der Sproßhöhe bzw. -frischmasse, um 26% bei der Sproßtrockenmasse und um 15% bei Wurzelfrischmasse im Vergleich zu einer reinen KNO₃-Gabe.

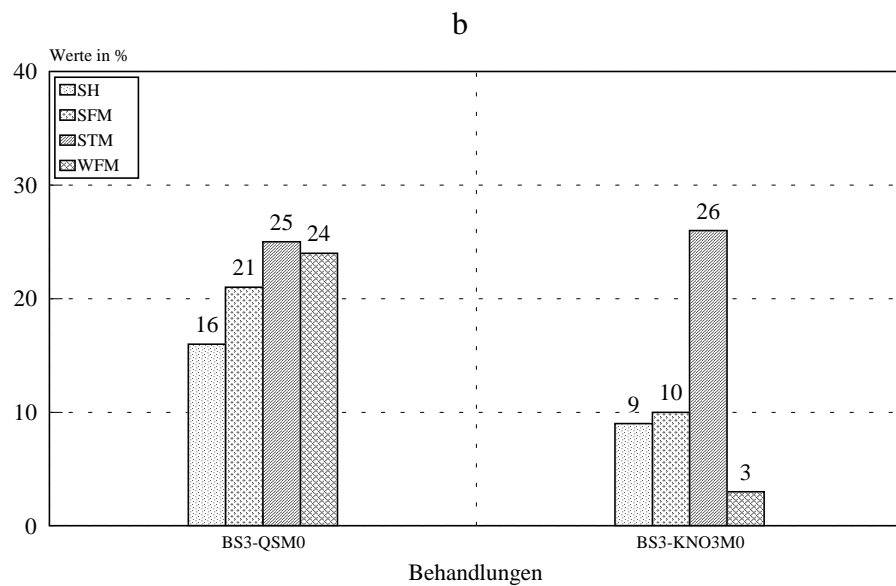
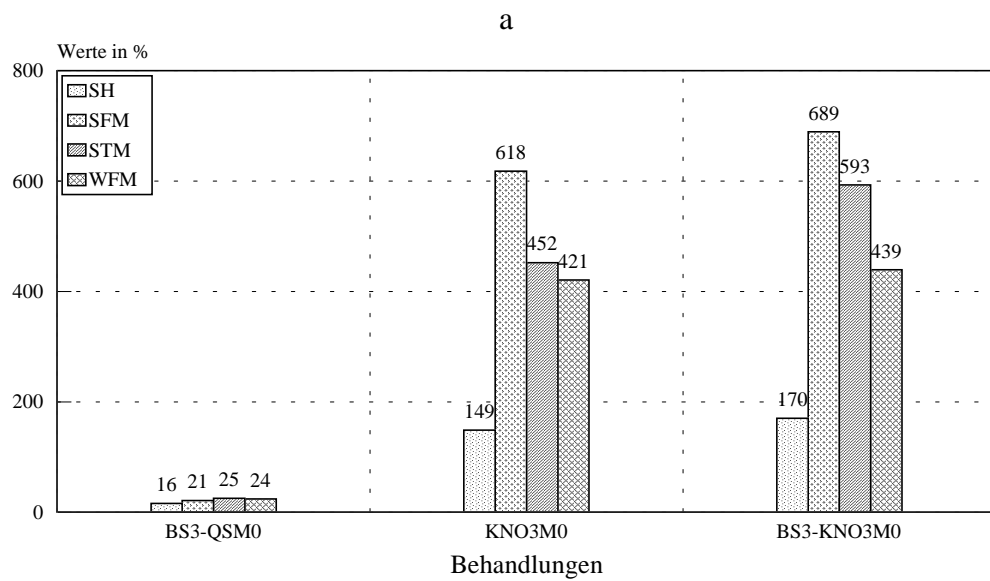
Tab. 10: Einfluß der Bakterienbehandlung mit *Bacillus subtilis* (FZB 24[®]) auf Sproßhöhe (SH) in cm, Sproßfrisch- (SFM) und -trockenmasse (STM) in g, Wurzelfrischmasse (WFM) in g

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM
BS ₀ M ₀	33,0 ^a (100)	7,89 ^a (100)	1,28 ^a (100)	2,98 ^a (100)
BS ₃ -QSM ₀	38,4 ^a (116)	9,53 ^b (121)	1,60 ^b (125)	3,69 ^b (124)
KNO ₃ M ₀	82,0 ^a (249)	56,62 ^a (718)	7,01 ^a (552)	15,53 ^a (521)
BS ₃ -KNO ₃ M ₀	89,2 ^a (270)	62,22 ^b (789)	8,89 ^b (693)	15,94 ^a (539)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach t-Test (P≤0.05), n= 5

M₀= ohne *Meloidogyne*
BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₃-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁹ cfu/ml)
BS₃-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10⁹ cfu/ml)



M_0 = ohne *Meloidogyne*
 BS_0 = ohne *Bacillus subtilis*

BS_3-KNO_3 = *B. subtilis* auf KNO_3 (10^9 cfu/ml)
 BS_3-QS = *B. subtilis* auf Quarzsand (10^9 cfu/ml)

Abb. 13: Einfluß der Trägersubstanzen (Quarzsand und KNO_3) von *Bacillus subtilis* auf das Pflanzenwachstum (bezogen auf die nicht mit Bakterien behandelte Kontrolle (a), auf die jeweilige Kontrolle ohne Bakterien und mit Düngung (KNO_3) (b))

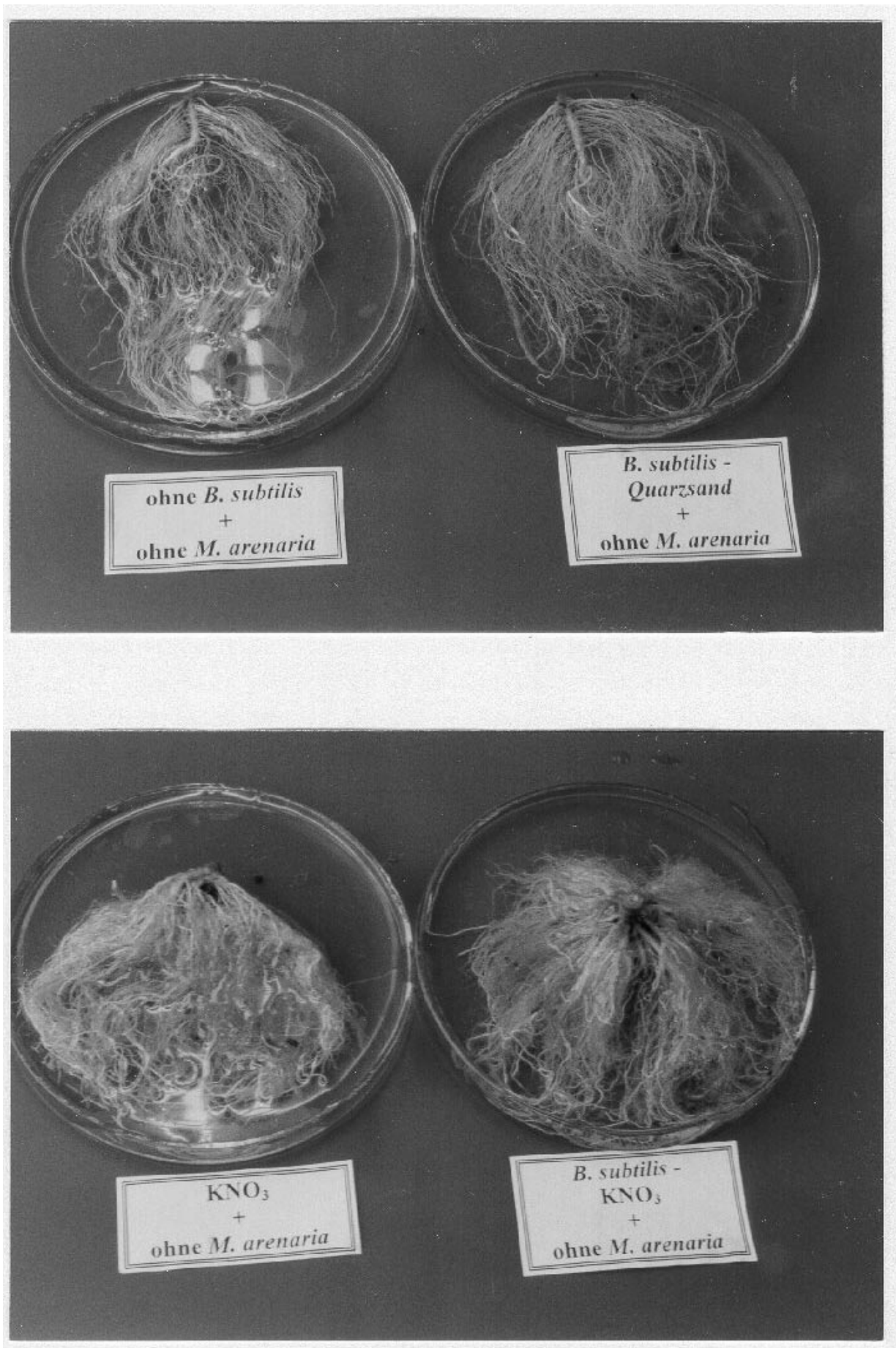


Abb. 14: Wurzelsysteme einzelner Varianten ohne *Meloidogyne* (*B. subtilis* - 10^9 cfu/ml) bei Tomate in Substratmischung aus dem Typ II und Quarzsand

Der Befall durch *Meloidogyne* wurde sowohl durch die Düngung als auch durch die Bakterienbehandlung gefördert (Tab. 11). Es wurden signifikant höhere Eier- und Larven-Zahlen pro Wurzelsystem bei den bakterienbehandelten bzw. gedüngten Pflanzen festgestellt. Der Effekt wird besser sichtbar in der prozentualen, grafischen Darstellung (Abb. 15a, b). Die Befallsintensität des Wurzelsystems einzelner Varianten wird in Abb. 17 dargestellt. Die *B. subtilis*-Behandlung auf Quarzsand-Basis führte bei den befallenen Pflanzen im Vergleich zu den entsprechenden Kontrollen zur Schadensverminderung. Die Bakterienbehandlung auf KNO₃-Basis führte im Vergleich zu den gedüngten Varianten sogar zur Steigerung der Biomassebildung über die Kontrolle hinaus. (Abb. 15 und 16). Die Ergebnisse belegen, daß *B. subtilis* die Pflanzen in die Lage versetzt, in Streßbedingungen in gewissem Umfang zu kompensieren (Abb. 16).

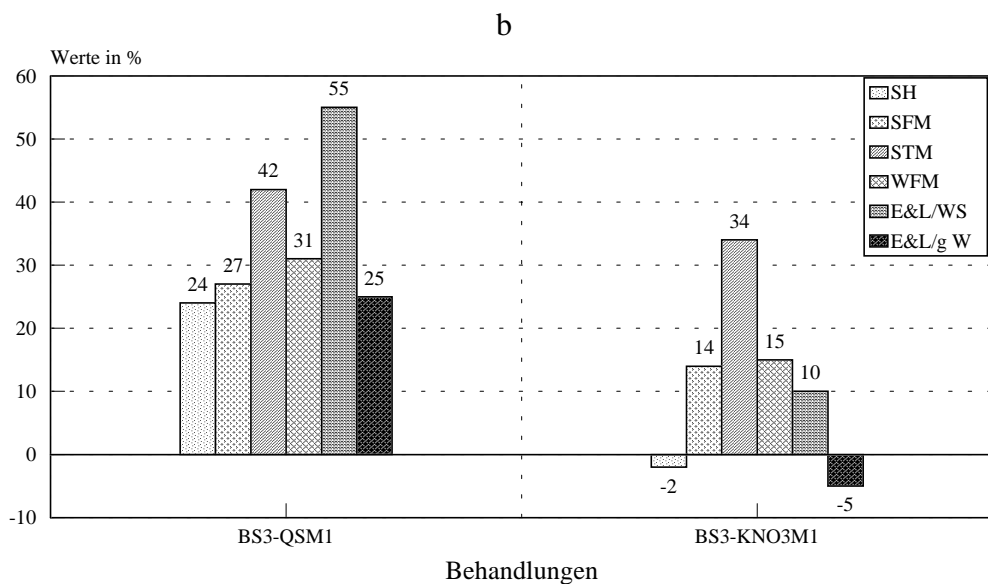
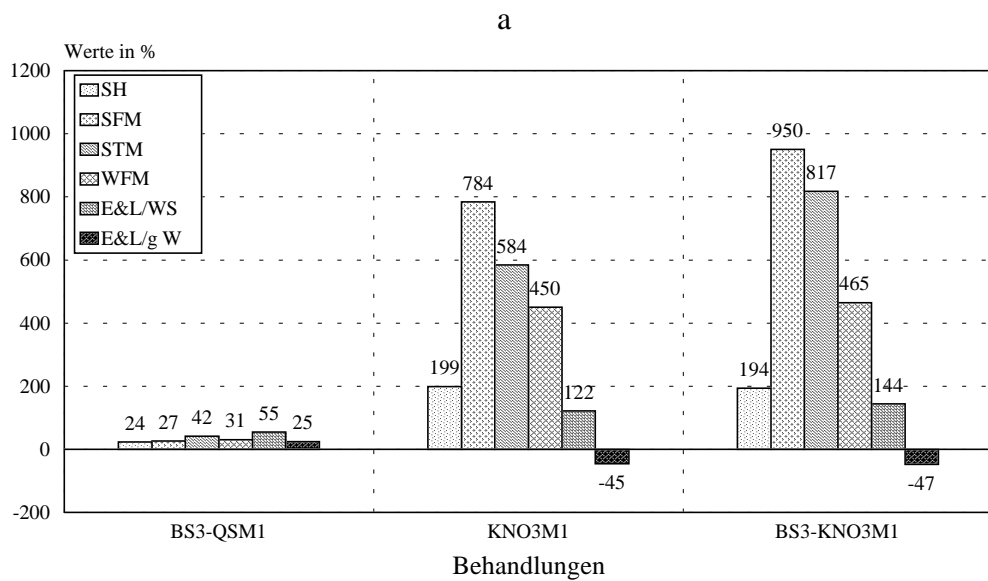
Tab. 11: Einfluß der Bakterienbehandlung *Meloidogyne*-inokulierter Tomatenpflanzen mit *Bacillus subtilis* (FZB 24[®]) auf Sproßhöhe (SH) in cm, Sproßfrisch- (SFM) und -trockenmasse (STM) in g, Wurzelfrischmasse (WFM) in g Eier/Larven pro Wurzelsystem (E&L/WS) bzw. g Wurzel (E&L/g W)

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM	E&L/WS	E&L/g W	Pf/Pi
BS ₀ M ₁	24,6 ^a (100)	6,18 ^a (100)	0,89 ^a (100)	3,98 ^a (100)	60085 ^a (100)	15097 ^a (100)	30 (100)
BS ₃ -QSM ₁	30,4 ^b (124)	7,85 ^b (127)	1,26 ^b (142)	4,69 ^b (131)	93240 ^b (155)	19881 ^b (125)	46,6 (155)
KNO ₃ M ₁	73,6 ^a (299)	54,61 ^a (884)	6,06 ^a (684)	15,95 ^a (550)	133476 ^a (222)	8368 ^a (55)	66,7 (222)
BS ₃ -KNO ₃ M ₁	72,2 ^a (294)	64,89 ^b (1050)	8,13 ^b (917)	18,3 ^b (565)	146497 ^b (244)	8005 ^a (53)	73,3 (244)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach t-Test (P≤0.05), n= 5

M₁= *Meloidogyne*
BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₃-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁹ cfu/ml)
BS₃-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10⁹ cfu/ml)



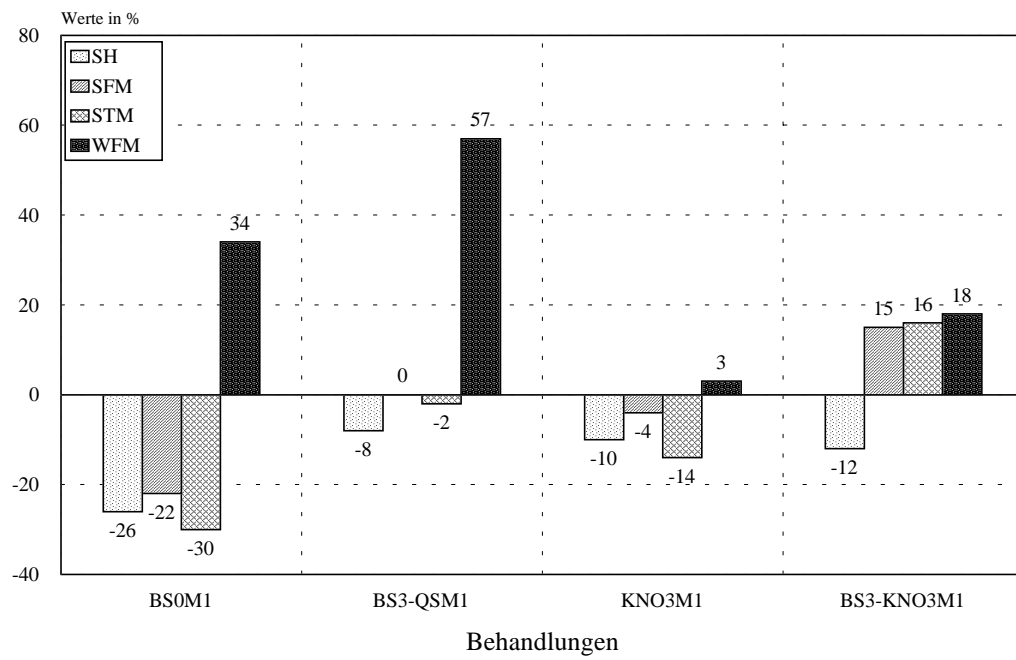
M_1 = *Meloidogyne*

BS_0 = ohne *Bacillus subtilis*

BS_3-KNO_3 = *B. subtilis* auf KNO_3 (10^9 cfu/ml)

BS_3-QS = *B. subtilis* auf Quarzsand (10^9 cfu/ml)

Abb. 15: Einfluß von *Bacillus subtilis* auf das Wachstum von Pflanzen mit *Meloidogyne arenaria*-Befall [im Vergleich zur nicht mit *B. subtilis* behandelten aber mit *Meloidogyne* inokulierten Kontrolle (a) und bezogen auf die jeweilige Kontrolle (b)]



M_1 = *Meloidogyne*

BS_0 = ohne *Bacillus subtilis*

BS_3 -QS = *B. subtilis* auf Quarzsand (10^9 cfu/ml)

BS_3 -KNO₃ = *B. subtilis* auf KNO₃ (10^9 cfu/ml)

Abb. 16: Einfluß von *B. subtilis* auf das Wachstum befallener Pflanzen bezogen auf die jeweilige nicht mit *Meloidogyne* inokulierte Kontrolle und anschließender Relativierung mit der jeweiligen unbehandelten Kontrolle



Abb. 17: Einfluß von *Bacillus subtilis* auf die Wurzelvergallung durch *Meloidogyne arenaria* bei Tomate in Substratmischung aus dem Typ II und Quarzsand

5.2. Untersuchungen zum Einfluß von *B. subtilis* (FZB 24[®]) auf das Pflanzenwachstum und den *M. arenaria*-Befall in ungedämpftem Erds substrat

5.2.1. *B. subtilis* als Granulatpräparat auf KNO₃-Basis

Der Einfluß der Bakterienbehandlung der Testpflanzen mit *B. subtilis* (FZB 24[®]) in ungedämpftem Erds substrat fiel weitaus geringer aus als in gedämpftem Erds substrat. Nur der höchste Titer 10⁹ cfu/ml (BS₃-KNO₃ in Verbindung mit formulierungsbedingter 1,8 g KNO₃-Gabe) verbesserte signifikant das Pflanzenwachstum. Allerdings wurde eine vergleichbare Wachstumsförderung auch durch das reine KNO₃ (1,8 g) allein bei allen gemessenen Parametern erzielt (Tab. 12 und Abb. 18). Drei Wochen nach Einpflanzen der Tomatensämlinge wurden die Testpflanzen mit 0,2%iger Düngerlösung „Wopil“, gedüngt, da das Wachstum der gesamten Variante stagnierte (Ausnahme: BS₃-KNO₃ und KNO₃).

Tab. 12: Einfluß der Bakterienbehandlung von Tomatenpflanzen mit *Bacillus subtilis* (FZB 24[®]) auf Sproßhöhe (SH) in cm, Sproßfrisch- (SFM) und -trockenmasse (STM) in g, Wurzelfrischmasse (WFM)

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM
BS ₀ M ₀	61,0 ^a (100)	30,6 ^a (100)	2,8 ^a (100)	4,7 ^a (100)
BS ₁ -KNO ₃ M ₀	63,8 ^a (105)	31,2 ^a (102)	3,4 ^a (121)	4,8 ^a (102)
KNO ₃ (₂)M ₀	63,0 (103)	32,9 (108)	3,4 (121)	4,8 (102)
BS ₂ -KNO ₃ M ₀	64,6 ^a (106)	31,4 ^a (103)	3,3 ^a (118)	5,2 ^a (111)
KNO ₃ (₃)M ₀	85,6 (140)	116,7 (381)	14,5 (518)	15,8 (336)
BS ₃ -KNO ₃ M ₀	88,0 ^b (144)	112,9 ^b (369)	14,4 ^b (514)	16,8 ^b (358)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach t-Test (P≤0.05), n= 5

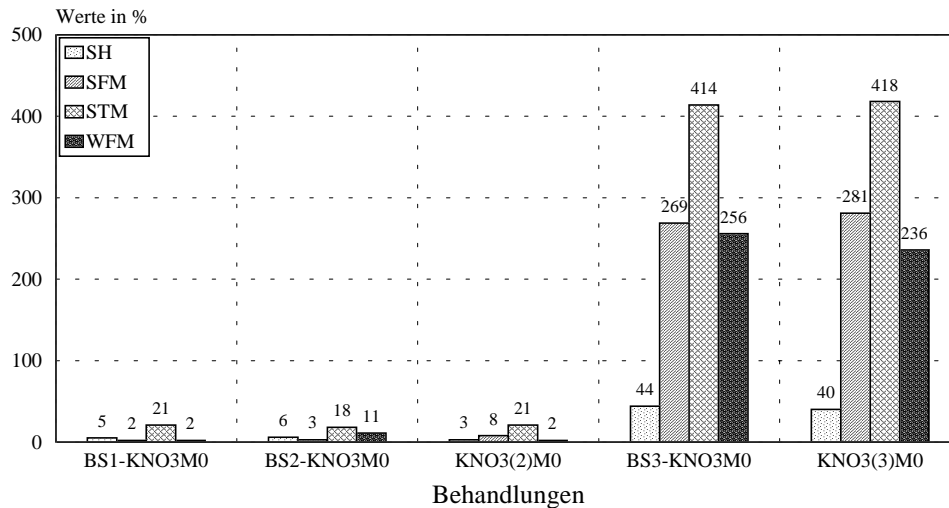
BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₁-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁵ cfu/ml)

BS₂-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁷ cfu/ml)

BS₃-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁹ cfu/ml)

M₀= ohne *Meloidogyne*



BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₁-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁵ cfu/ml)

BS₂-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁷ cfu/ml)

BS₃-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁹ cfu/ml)

M₀= ohne *Meloidogyne*

Abb. 18: Einfluß von *Bacillus subtilis* auf das Pflanzenwachstum [Sproßhöhe (SH), -frischmasse (SFM), -trockenmasse (STM) und Wurzelfrischmasse (WFM)] in ungedämpftem Substrat

Die Biomassewerte der mit BS₃-KNO₃ (10⁹ cfu/ml) behandelten Pflanzen lagen signifikant höher als die der anderen Varianten. Ein nicht signifikantes, jedoch höheres Pflanzenwachstum wurde bei BS₂-KNO₃ (10⁷ cfu/ml) erzielt (Tab. 13 und Abb. 19a, b). Die behandelten Pflanzen waren in der Lage, die Schäden durch die Wurzelgallennematoden im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle zu kompensieren (teilweise auch über die Kontrolle) bzw. zu tolerieren. Signifikant höhere Unterschiede wurden bei den gebildeten Eier/Larven pro Wurzelsystem durch die Bakterienbehandlung/Düngung in Titern 10⁹ und 10⁷ cfu/ml von *B. subtilis* festgestellt (Tab. 13 und Abb. 19a; b). Es wurden 26% bzw. 49% mehr Eier/Larven pro g Wurzel bei den jeweils höheren Bakterientitern ermittelt. So wurde ein Anstieg der Vermehrungsrate der Nematoden um 56% bei dem Titer 10⁷ cfu/ml und um 437% bei 10⁹ cfu/ml erreicht. Es muß davon ausgegangen werden, daß der größte Anteil an Wachstumsverbesserungen und Nematodenbefallsförderungen auf die ungewollte formulierungsbedingte KNO₃-Applikation zurückzuführen ist. Die gleiche Biomasseleistung wie die nicht mit *B. subtilis* bzw. KNO₃ behandelte Kontrolle ohne *Meloidogyne* wurde annähernd mit 10⁷ cfu/ml bakterienbehandelten Pflanzen erreicht (Abb. 20).

Tab. 13: Einfluß der Bakterienbehandlung von Tomatenpflanzen mit *Bacillus subtilis* (FZB 24®) auf Sproßhöhe (SH) in cm, Sproßfrisch- (SFM) und -trockenmasse (STM) in g, Wurzelfrischmasse (WFM) in g, den *M. arenaria*-Befall (Eier/Larven pro Wurzelsystem (E&L/WS) bzw. g Wurzel (E&L/g W) und Nematodenvermehrungsrate (Pf/Pi)

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM	E&L/WS	E&L/g W	Pf/Pi
BS ₀ M ₁	55,2 ^a (100)	26,4 ^a (100)	2,6 ^a (100)	4,7 ^a (100)	29533 ^a (100)	6283 ^a (100)	4,22 (100)
BS ₁ -KNO ₃ M ₁	57,6 ^a (104)	28,2 ^a (107)	2,7 ^a (104)	5,0 ^a (106)	30669 ^a (104)	6134 ^a (98)	4,38 (104)
BS ₂ -KNO ₃ M ₁	61,4 ^a (111)	28,6 ^a (108)	3,3 ^a (127)	5,8 ^a (123)	45985 ^b (156)	7910 ^a (126)	6,57 (156)
BS ₃ - KNO ₃ M ₁	85,2 ^b (154)	114,6 ^b (434)	13,4 ^b (515)	17,0 ^b (362)	158540 ^c (537)	9385 ^b (149)	22,65 (537)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach t-Test ($P \leq 0.05$), $n = 5$

BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₁-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10^5 cfu/ml)

BS₂-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10^7 cfu/ml)

BS₃-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10^9 cfu/ml)

M₁= *Meloidogyne*

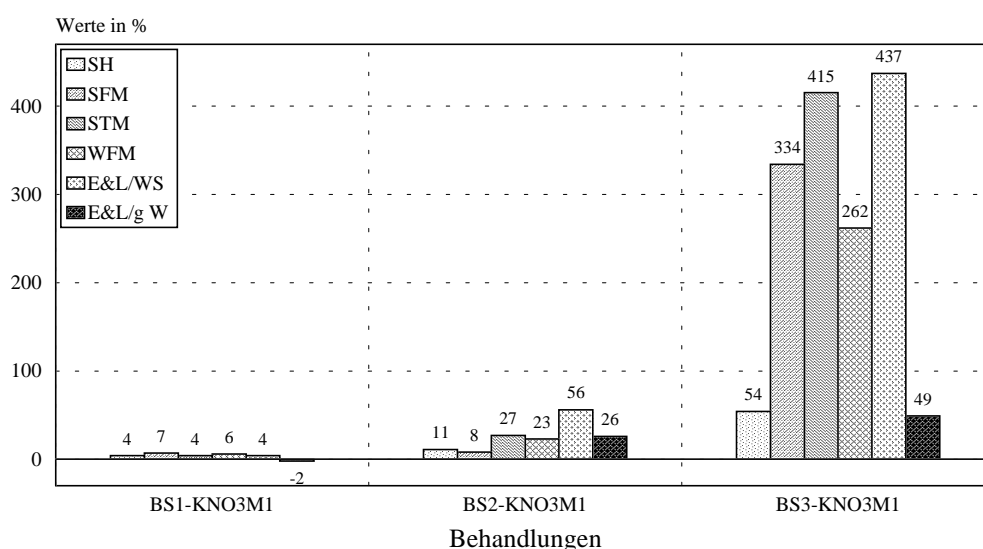


Abb. 19a: Einfluß von *B. subtilis* auf das Wachstum befallener Pflanzen [Sproßhöhe (SH), -frischmasse (SFM), -trockenmasse (STM) und Wurzelfrischmasse (WFM)] sowie die Nematodenvermehrung [Eier/Larven pro Wurzelsystem (E&L/WS) bzw. pro g Wurzel (E&L/g W)]

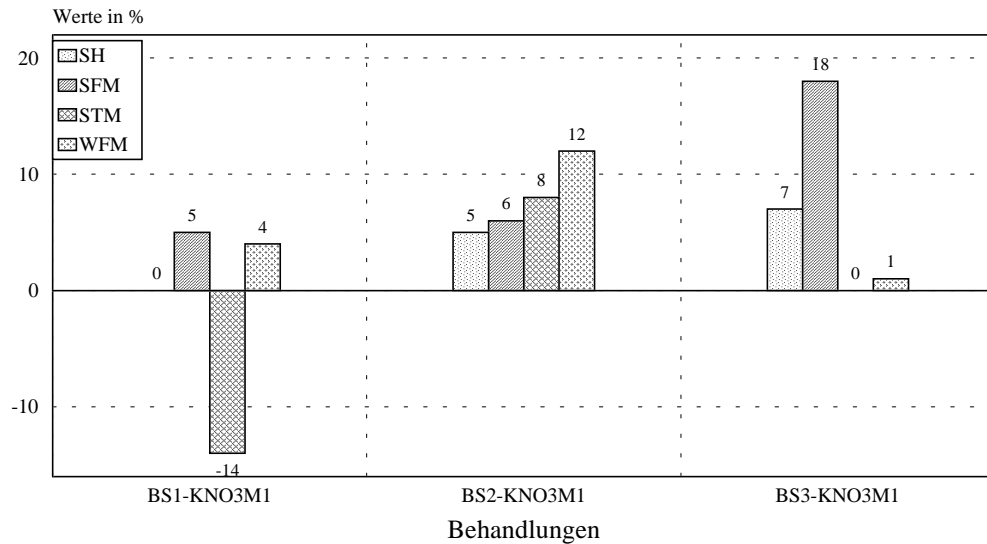
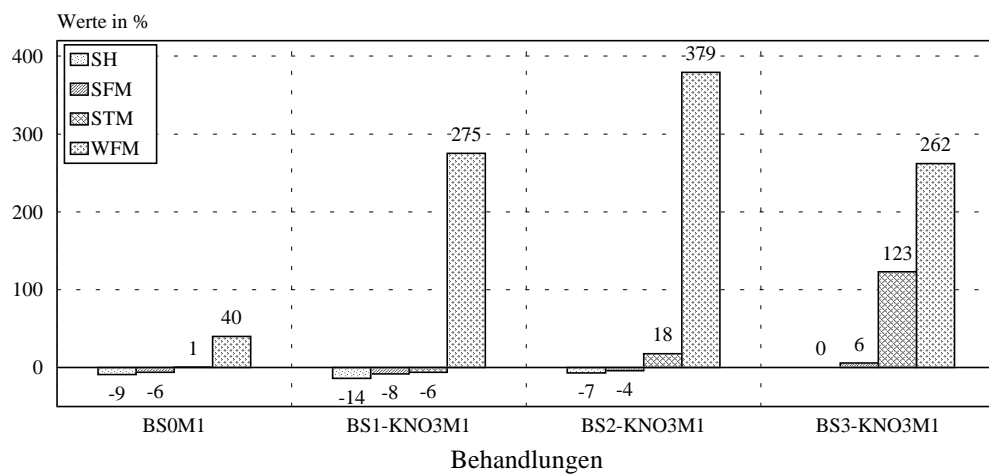


Abb. 19b: Einfluß von *B. subtilis* auf das Wachstum befallener Pflanzen [Sproßhöhe (SH), -frischmasse (SFM), -trockenmasse (STM) und Wurzelfrischmasse (WFM)] verglichen mit den jeweiligen Kontrollen (ohne *Meloidogyne*) und danach relativiert mit der Kontrolle (verrechnet nach Formel A)



BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₁-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁵ cfu/ml)

BS₂-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁷ cfu/ml)

BS₃-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁹ cfu/ml)

M₁= *Meloidogyne*

Abb. 20: Einfluß der *Bacillus subtilis*-Behandlungen auf das Pflanzenwachstum [Sproßhöhe (SH), -frischmasse (SFM), -trockenmasse (STM) und Wurzelfrischmasse (WFM)] im Vergleich zur völlig unbehandelten Kontrolle

5.2.2. *B. subtilis* als Granulatpräparat auf Quarzsand-Basis

Der Versuch wurde mit Erds substrat vom Typ II durchgeführt. Die Bakterienbehandlung der Pflanzen übte kaum eine Wirkung auf das Wachstum bei allen erfaßten Parametern aus. Das Wurzelwachstum wurde leicht, jedoch statistisch nicht signifikant durch höhere Keimdichten des *B. subtilis*-Einsatzes gefördert (Tab. 14). Die Sproßtrockenmasse wurde durch die höchste Applikation (10^9 cfu/ml) ebenfalls tendenziell (11%) erhöht. Die Düngung mit 1,8 g KNO_3 führte dagegen zu einer statistisch signifikanten Wachstumsverbesserung bei fast allen Parametern (Tab. 14).

Tab. 14: Einfluß der Bakterienbehandlung von Tomatenpflanzen mit *Bacillus subtilis* (FZB 24[®]) auf Sproßhöhe (SH) in cm, Sproßfrisch- (SFM) und -trockenmasse (STM) in g, Wurzelfrischmasse (WFM)

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM
BS ₀ M ₀	115 ^a (100)	80,7 ^a (100)	9,4 ^a (100)	9,1 ^a (100)
BS ₁ -QSM ₀	118 ^a (103)	83,5 ^a (104)	9,7 ^a (102)	9,3 ^a (102)
BS ₂ -QSM ₀	119 ^a (104)	84,1 ^a (104)	10,1 ^a (106)	9,7 ^a (107)
BS ₃ -QSM ₀	118 ^a (103)	85,0 ^a (105)	10,5 ^a (111)	9,8 ^a (108)
KNO ₃ M ₀	120 ^a (104)	151,8 ^b (188)	16,0 ^b (168)	11,5 ^b (126)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach Tukey-Test ($P \leq 0.05$), $n = 5$

BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₁- QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10^5 cfu/ml)

BS₂-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10^7 cfu/ml)

BS₃- QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10^9 cfu/ml)

M₀= ohne *Meloidogyne*

Hinsichtlich des *Meloidogyne*-Befalls wurde visuell kein Unterschied in der Gallenbildung zwischen den verschiedenen Varianten festgestellt. Deshalb wurde auf die Ermittlung der Eier/Larvenzahl verzichtet. Das Pflanzenwachstum wurde durch die *B. subtilis*-Applikation kaum beeinflußt. Tendenziell höhere Biomassewerte wurden bei den mit Bakterien behandelten Pflanzen festgestellt. Das Düngen der Tomatensämlinge mit KNO_3 (1,8g/Pflanze)

fürte zur Steigerung der Biomasseentwicklung um 6% bei der Sproßhöhe, 81% bei der -frischmasse, 68% bei der -trockenmasse und 39% bei der Wurzelfrischmasse gegenüber der ungedüngten, nicht bakterienbehandelten Kontrolle (Tab. 15).

Tab. 15: Einfluß des *Bacillus subtilis*-Stamms FZB 24[®] auf Sproßhöhe in cm (SH), Sproßfrischmasse in g (SFM), -trockenmasse in g (STM) und Wurzelfrischmasse in g (WFM) von Pflanzen mit *Meloidogyne arenaria*-Befall

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM
BS ₀ M ₁	110 ^a (100)	76,6 ^a (100)	9,5 ^a (100)	10,0 ^a (100)
BS ₁ -QSM ₁	112 ^a (102)	81,5 ^a (106)	9,7 ^a (102)	11,7 ^{ab} (117)
BS ₂ -QSM ₁	110 ^a (100)	81,8 ^a (107)	10,4 ^a (110)	11,5 ^{ab} (115)
BS ₃ -QSM ₁	113 ^a (103)	86,3 ^a (112)	10,7 ^a (113)	12,2 ^{ab} (122)
KNO ₃ M ₁	117 ^a (106)	138,8 ^b (181)	16,0 ^b (168)	13,9 ^b (139)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach Tukey-Test (P≤0.05), n= 5

BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₁-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10⁵ cfu/ml)

BS₂-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10⁷ cfu/ml)

BS₃-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10⁹ cfu/ml)

M₁= *Meloidogyne*

5.3. Untersuchungen zum Einfluß von *B. subtilis*-Kulturfiltraten (KF) auf das Pflanzenwachstum und den *M. arenaria*-Befall

5.3.1. Komplexe Kulturfiltrate

Die Applikation der Kulturfiltrate von *B. subtilis* hatte keinen Einfluß auf das Wachstum der Tomatenpflanzen (Tab. 16).

Tab. 16: Einfluß der Behandlungen mit Kulturfiltraten von *Bacillus subtilis* (FZB 24[®]) auf das Wachstum der Tomatenpflanzen [Sproßhöhe in cm (SH), -frischmasse (SFM), -trockenmasse (STM) in g und Wurzelfrischmasse (WFM) in g]

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM
H ₂ O M ₀	23,4 ^a (100)	9,6 ^a (100)	1,01 ^a (100)	2,0 ^a (100)
KF-log.-Phase M ₀	23,5 ^a (100)	9,7 ^a (101)	1,02 ^a (101)	2,05 ^a (103)
KF-üb.-Phase M ₀	24,0 ^a (103)	9,7 ^a (101)	1,02 ^a (101)	2,10 ^a (105)
KF-st.-Phase M ₀	24,9 ^a (106)	10,1 ^a (105)	1,01 ^a (100)	1,95 ^a (98)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach t-Test ($P \leq 0.05$), n= 5, M₀= ohne *Meloidogyne*

Obwohl die Behandlung der Tomatensämlinge mit komplexen KF das Pflanzenwachstum auch bei *Meloidogyne*-Befall nicht beeinflusste, war jedoch eine leichte Zunahme der Wurzelfrischmasse zwischen KF-behandelten, mit *Meloidogyne* inokulierten Pflanzen und KF-unbehandelten bzw. KF-behandelten, nicht mit *Meloidogyne* inokulierten Pflanzen feststellbar (Tab. 17).

Tab. 17: Einfluß der Behandlungen mit Kulturfiltraten von *Bacillus subtilis* (FZB 24[®]) auf das Wachstum [Sproßhöhe in cm (SH), -frischmasse (SFM), -trockenmasse (STM) in g und Wurzelfrischmasse (WFM) in g] bei *Meloidogyne arenaria*-Befall

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM
H ₂ O M ₁	23,3 ^a (100)	9,6 ^a (100)	0,98 ^a (100)	2,25 ^a (100)
KF-log.-Phase M ₁	24,5 ^a (105)	9,7 ^a (101)	0,99 ^a (101)	2,30 ^a (102)
KF-üb.-Phase M ₁	24,7 ^a (106)	9,7 ^a (101)	0,99 ^a (101)	2,45 ^a (109)
KF-st.-Phase M ₁	24,2 ^a (104)	10 ^a (104)	0,99 ^a (101)	2,35 ^a (104)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach t-Test ($P \leq 0.05$), $n = 5$, M₁ = *Meloidogyne*

Insgesamt wurde ein leichter Rückgang der Sproßtrockenmasse beim Vergleich der mit *Meloidogyne* inokulierten Varianten zu den nicht inokulierten sichtbar (Vergleich Tab. 16 und 19). Die KF-Behandlungen der Pflanzen, insbesondere aus der üb.- und st.-Phase führten zu höheren Wurzelfrischmassen (4-9%) gegenüber der Kontrolle (nicht signifikant). Beim *Meloidogyne*-Befall wurden ebenfalls keine visuellen Unterschiede zwischen den Varianten festgestellt.

5.3.2. Kulturfiltrate mit Ausfällung der Lipopeptid-Antibiotika

Die Behandlung der Testpflanzen mit „antibiotikafreien“ KF führte im allgemeinen zu einem leicht höheren Wachstum insbesondere bei der KF-üb.- und st.-Phase, was jedoch statistisch nicht signifikant war (Tab. 18 und Abb. 21).

Tab. 18: Einfluß der Behandlungen mit Kulturfiltraten („antibiotikafrei“) von *Bacillus subtilis* (FZB 24®) auf das Wachstum [Sproßhöhe in cm (SH), -frischmasse (SFM) -trockenmasse (STM) in g und Wurzelfrischmasse (WFM) in g] der Tomatenpflanzen

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM
H ₂ O M ₀	17,1 ^a (100)	7,68 ^a (100)	1,15 ^a (100)	2,04 ^a (100)
KF-log.-Phase M ₀	17,7 ^a (104)	7,70 ^a (100)	1,19 ^a (104)	2,14 ^a (105)
KF-üb.-Phase M ₀	17,8 ^a (104)	8,18 ^a (107)	1,24 ^a (108)	2,20 ^a (108)
KF-st.-Phase M ₀	18,1 ^a (106)	7,9 ^a (103)	1,19 ^a (104)	2,20 ^a (108)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach t-Test ($P \leq 0.05$), $n = 5$, M₀= ohne *Meloidogyne*

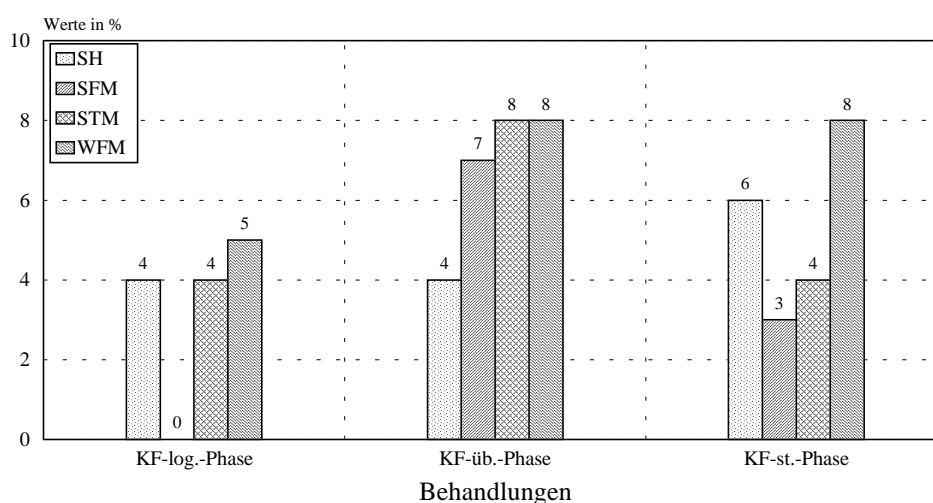


Abb. 21: Einfluß „antibiotikafreier“ Kulturfiltrate auf das Wachstum [Sproßhöhe (SH), -frischmasse (SFM), -trockenmasse (STM) und Wurzelfrischmasse (WFM)] der Tomatenpflanzen

Der *Meloidogyne*-Befall, gemessen an Eier/Larven pro Wurzelsystem, wurde durch die Kulturfiltratbehandlungen (ohne Lipopeptidantibiotika), insbesondere durch die KF-üb.- und st.-Phase gefördert. Die erhöhte *Meloidogyne*-Vermehrung führte jedoch zu keiner Verminderung der Leistung der befallenen Pflanzen im Vergleich zu der unbehandelten

Kontrolle (keine geringere Biomassebildung). Die Behandlungen führten damit ebenfalls zu einer erhöhten Toleranz, d.h. die Pflanzen waren in der Lage, die Schäden zu kompensieren (trotz mehr Nematoden). Es wurden sogar Wachstumsverbesserungen in Höhe von 6-11% durch die Behandlungen im Vergleich zur nicht mit *B. subtilis*-KF behandelten, mit *Meloidogyne* inokulierten Kontrolle festgestellt (Vergleich Tab. 19 und Abb. 22).

Tab. 19: Einfluß der Behandlungen mit Kulturfiltraten („antibiotikafrei“) von *Bacillus subtilis* (FZB 24[®]) auf das Wachstum [Sproßhöhe in cm (SH), -frischmasse (SFM), -trockenmasse (STM) in g und Wurzelfrischmasse (WFM) in g] und auf den *Meloidogyne arenaria*-Befall [Eier/Larven pro Wurzelsystem (E&L/WS) bzw. g Wurzel (E&L/g W)]

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM	E&L/WS	E&L/g W	Pf/Pi
H ₂ O M ₁	16,7 ^a (100)	7,12 ^a (100)	1,05 ^a (100)	2,96 ^a (100)	20525 ^a (100)	6934 ^a (100)	10,26 (100)
KF-log.-Phase M ₁	17,16 ^a (103)	7,6 ^a (107)	1,05 ^a (100)	2,96 ^a (100)	27606 ^a (135)	9326 ^a (135)	13,80 (135)
KF-üb.-Phase M ₁	18,1 ^a (108)	7,72 ^a (108)	1,11 ^a (106)	3,20 ^a (108)	35379 ^b (172)	11056 ^b (160)	17,69 (172)
KF-st.-Phase M ₁	18,1 ^a (108)	7,81 ^a (110)	1,17 ^a (111)	3,20 ^a (108)	33922 ^b (165)	10601 ^b (153)	16,96 (165)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach t-Test ($P \leq 0.05$), n= 5, M₁= *Meloidogyne*

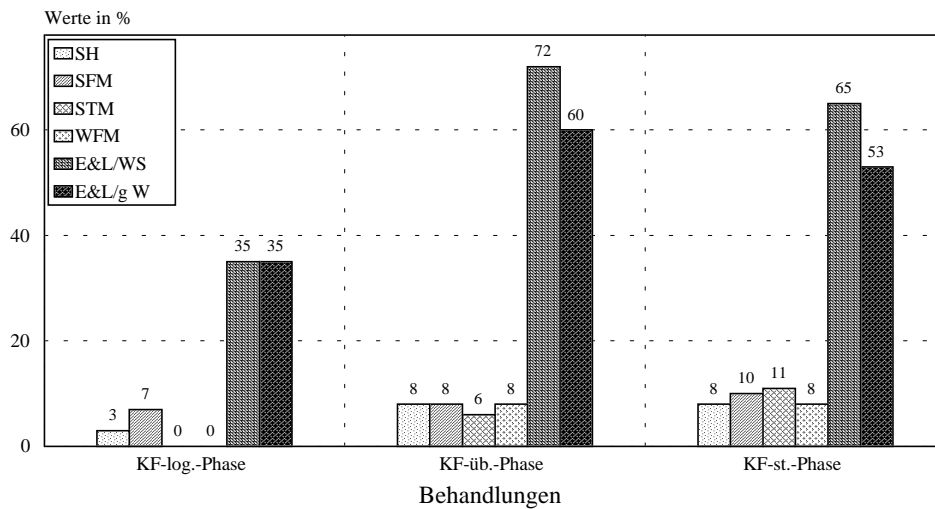


Abb. 22: Einfluß „antibiotikafreier“ Kulturfiltrate auf das Wachstum [Sproßhöhe (SH), -frischmasse (SFM), -trockenmasse (STM) und Wurzelfrischmasse (WFM)] der mit *Meloidogyne arenaria* befallenen Tomatenpflanzen [Eier/Larven pro Wurzelsystem (E&L/WS) bzw. g Wurzel (E&L/g W)]

5.3.3. G₃-Fraktion des Kulturfiltrates und Bion[®]

Die getesteten Konzentrationen (10^{-4} und 10^{-5} M) von Bion[®] als Resistenz-/Toleranzinduktor beeinflussten die Biomasseentwicklung statistisch signifikant negativ (Tab. 20 und Abb. 24). Eine signifikant größere Sproßhöhe (47% mehr im Vergleich zu Wasser) wurde durch Bion[®] 10^{-4} M erzielt, die allerdings durch die Etiolierung des Sprosses bedingt war (phytotoxisch). Im allgemeinen besaßen die mit Bion[®] behandelten Pflanzen hellere Blätter. Sie zeigten besonders in der Anfangsphase Wachstumsdepressionen. Die G₃-Fraktion übte dem gegenüber keinen erkennbaren Einfluß auf das Pflanzenwachstum aus (Tab. 20 und Abb. 23).

Tab. 20: Einfluß der G₃-Fraktion und von Bion[®] auf das Wachstum [Sproßhöhe (SH) in cm, -frisch- bzw. -trockenmasse (SFM bzw. STM) in g und Wurzelfrischmasse (WFM) in g] der Tomatenpflanzen

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM
H ₂ O M ₀	17 ^a (100)	7,66 ^c (100)	0,972 ^c (100)	3,17 ^c (100)
G ₃ -Fraktion M ₀	18 ^a (106)	7,84 ^c (102)	0,992 ^c (102)	3,19 ^c (101)
Bion [®] M ₀ (10 ⁻⁵ M)	19 ^a (112)	7,04 ^b (92)	0,860 ^b (88)	2,69 ^b (85)
Bion [®] M ₀ (10 ⁻⁴ M)	25 ^b (147)	6,06 ^a (79)	0,694 ^a (71)	1,78 ^a (56)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach t-Test (P≤0.05), n= 5, M₀= ohne *Meloidogyne*

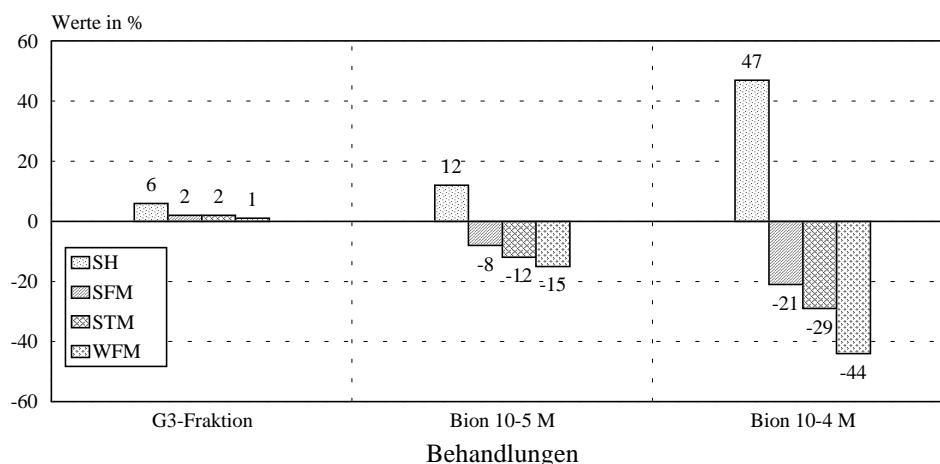


Abb. 23: Einfluß der G₃-Fraktion und von Bion[®] auf das Pflanzenwachstum [Sproßhöhe (SH), -frischmasse (SFM), -trockenmasse (STM) und Wurzelfrischmasse (WFM)]

Auch bei *Meloidogyne*-Befall gab es keine Unterschiede zwischen der Wasser-(Kontrolle), der G₃- und der Bionbehandlung (10⁻⁵ M) hinsichtlich des Pflanzenwachstums (Tab. 21). Eine signifikant höhere Sproßhöhe wurde bei den mit Bion[®] 10⁻⁴ M behandelten befallenen Pflanzen im Vergleich zu anderen Varianten festgestellt. Bei den anderen Wachstumsparametern wurden signifikant niedrigere Biomassewerte erzielt. Bei der

Nematodenvermehrung bzw. Gallenbildung wurden ebenfalls keine Unterschiede zwischen den Varianten beobachtet. Ausnahme war die Bionbehandlung 10^{-4} M, die zu einer geringeren Biomassebildung führte und damit auch zu einer geringeren Wurzelgallennematodenvermehrung (79%) im Vergleich zur Kontrolle (Tab. 21 und Abb. 24).

Tab. 21: Einfluß der G₃-Fraktion und von Bion[®] auf das Wachstum [Sproßhöhe (SH) in cm), -frisch- bzw. -trockenmasse (SFM bzw. STM) in g und Wurzelfrischmasse (WFM) in g] und auf den *Meloidogyne arenaria*-Befall [Eier/Larven pro Wurzelsystem (E&L/WS) bzw. pro g Wurzel (E&L/g W) und Vermehrungsrate (Pf/Pi)]

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM	E&L/WS	E&L/g W	Pf/Pi
H ₂ O M ₁	18 ^a (100)	7,36 ^b (100)	0,925 ^b (100)	3,35 ^b (100)	15540 ^c (100)	4642 ^b (100)	7,8 (100)
G ₃ -Fraktion M ₁	18 ^a (100)	7,40 ^b (101)	0,941 ^b (102)	3,37 ^b (101)	15180 ^c (98)	4504 ^b (97)	7,6 (97)
Bion [®] M ₁ (10^{-5} M)	17 ^a (89)	7,12 ^b (97)	0,886 ^b (96)	3,02 ^b (90)	14170 ^b (91)	4691 ^b (101)	7,1 (91)
Bion [®] M ₁ (10^{-4} M)	24 ^b (133)	6,08 ^a (83)	0,655 ^a (71)	1,941 ^a (60)	3218 ^a (21)	1658 ^a (36)	1 (13)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach t-Test ($P \leq 0.05$), n= 5, M₁= *Meloidogyne*

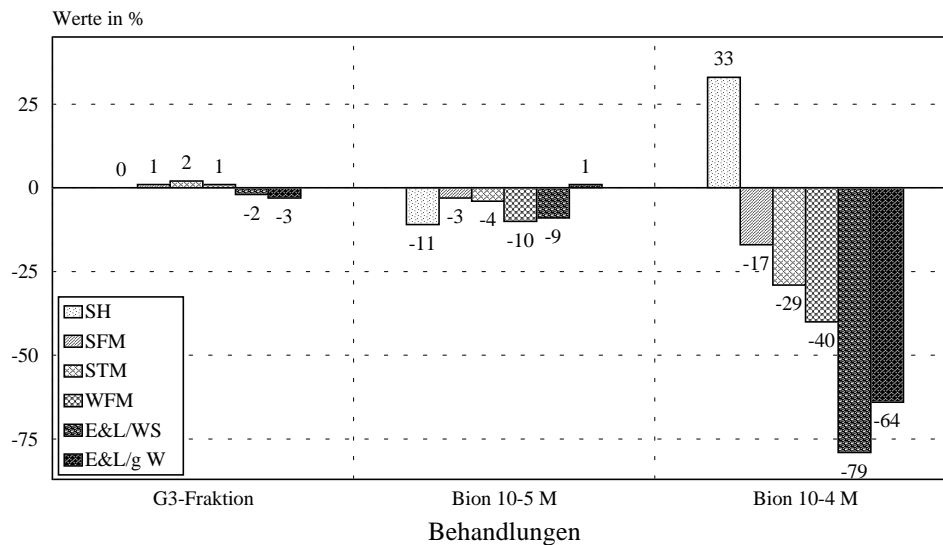


Abb. 24: Einfluß der G₃-Fraktion und von Bion[®] auf das Wachstum der Tomatenpflanzen [Sproßhöhe (SH), -frischmasse (SFM), -trockenmasse (STM) und Wurzelfrischmasse (WFM)] und den Befall durch *Meloidogyne arenaria* [Eier & Larven pro Wurzelsystem (E&L/WS) bzw. g Wurzel (E&L/g W)]

5.4. Untersuchungen zur Wanderung und Invasion von *M. incognita* bzw. *M. arenaria* nach *B. subtilis*- und KF-Behandlung der Pflanzen

5.4.1. Anlockung durch *B. subtilis* (FZB 24[®])-behandelte Pflanzen

Die Wurzelbehandlung der Sämlinge mit *B. subtilis* beeinflusste erheblich die Wanderung und Pflanzen-Invasion der *M. incognita*-Larven (Tab. 22 und Abb. 25). So wurden die Larven stärker von den mit *B. subtilis* auf Quarzsand (10^9 und 10^7 cfu/ml) behandelten Pflanzen angelockt. Die Anlockwirkung war bakteriendichteabhängig. Bei unbehandelten Pflanzen (Kontrolle) befanden sich 83% der Larven im Abschnitt A, 9% in Abschnitt B und 8% im Abschnitt C, davon 6% in den Wurzeln. Dagegen hielten sich bei der Variante BS₃-QS (10^9 cfu/ml) 54% der Larven im Abschnitt A, 18% in Abschnitt B und 28% in Abschnitt C, davon 23% in den Wurzeln (Abb. 25) auf.

B. subtilis auf KNO₃ und reines KNO₃ wirkten phytotoxisch in der getesteten Konzentration. Die Fotoaufnahmen sollen die Wurzelbesiedlung durch Nematoden bei gesunden Pflanzen der

unbehandelten Kontrolle und der 10^9 cfu/ml behandelten Variante (BS₃-QS) verdeutlichen (Abb. 26).

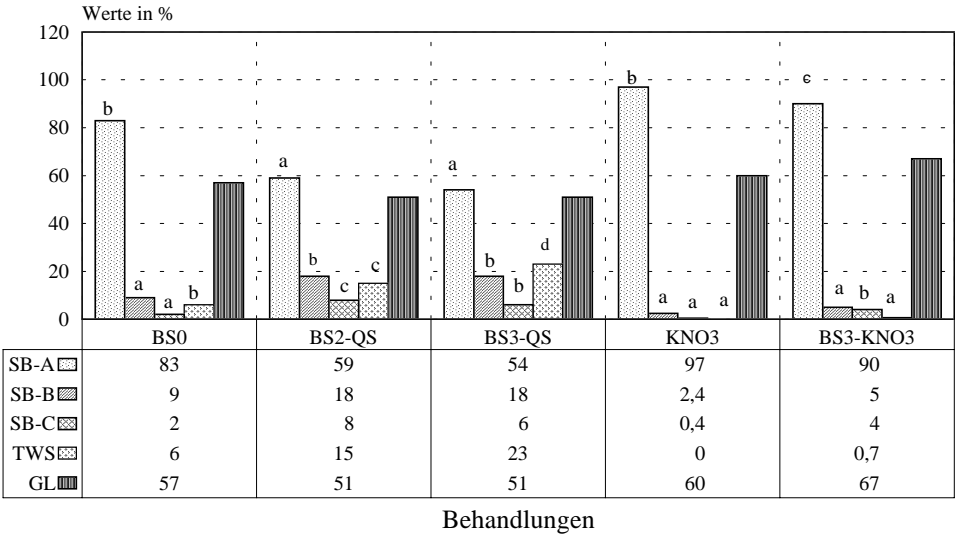
Tab. 22: Einfluß einer Tomatenwurzelbehandlung mit *Bacillus subtilis* (FZB 24®) auf die Wanderung und Invasion von *Meloidogyne incognita*-Larven (L₂)

Behandlungen	SB-A	SB-B	SB-C	TWS
BS ₀	977 ^b	101 ^a	24 ^a	71 ^b
BS ₂ -QS	610 ^a	190 ^b	79 ^c	158 ^c
BS ₃ -QS	559 ^a	181 ^b	58 ^b	235 ^d
BS ₃ -KNO ₃	1229 ^b	73 ^a	51 ^b	10 ^a
KNO ₃	1198 ^c	30 ^a	5 ^a	1 ^a

Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach t-Test (P≤0.05), n= 9

BS₀= ohne *Bacillus subtilis*
BS₂-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10⁷ cfu/ml)
BS₃-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10⁹ cfu/ml)
BS₃-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁹ cfu/ml)

SB-A= Sandblocksabschnitt A (Nematodeninokulationsort)
SB-B= Sandblocksabschnitt B
SB-C= Sandblocksabschnitt C (Einpflanzungsort)
TWS= Tomatenwurzelsystem
GL= Gesamtflarven (Wiederfindungsrate in %)



BS₀= ohne *Bacillus subtilis*
BS₂-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10⁷ cfu/ml)
BS₃-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10⁹ cfu/ml)
BS₃-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁹ cfu/ml)

SB-A= Sandblocksabschnitt A (Nematodeninokulationsort)
SB-B= Sandblocksabschnitt B
SB-C= Sandblocksabschnitt C (Einpflanzungsort)
TWS= Tomatenwurzelsystem

Abb. 25: Einfluß einer *Bacillus subtilis*-Behandlung auf die Attraktion von *Meloidogyne*-Larven (L₂) zu Wirtspflanzenwurzeln

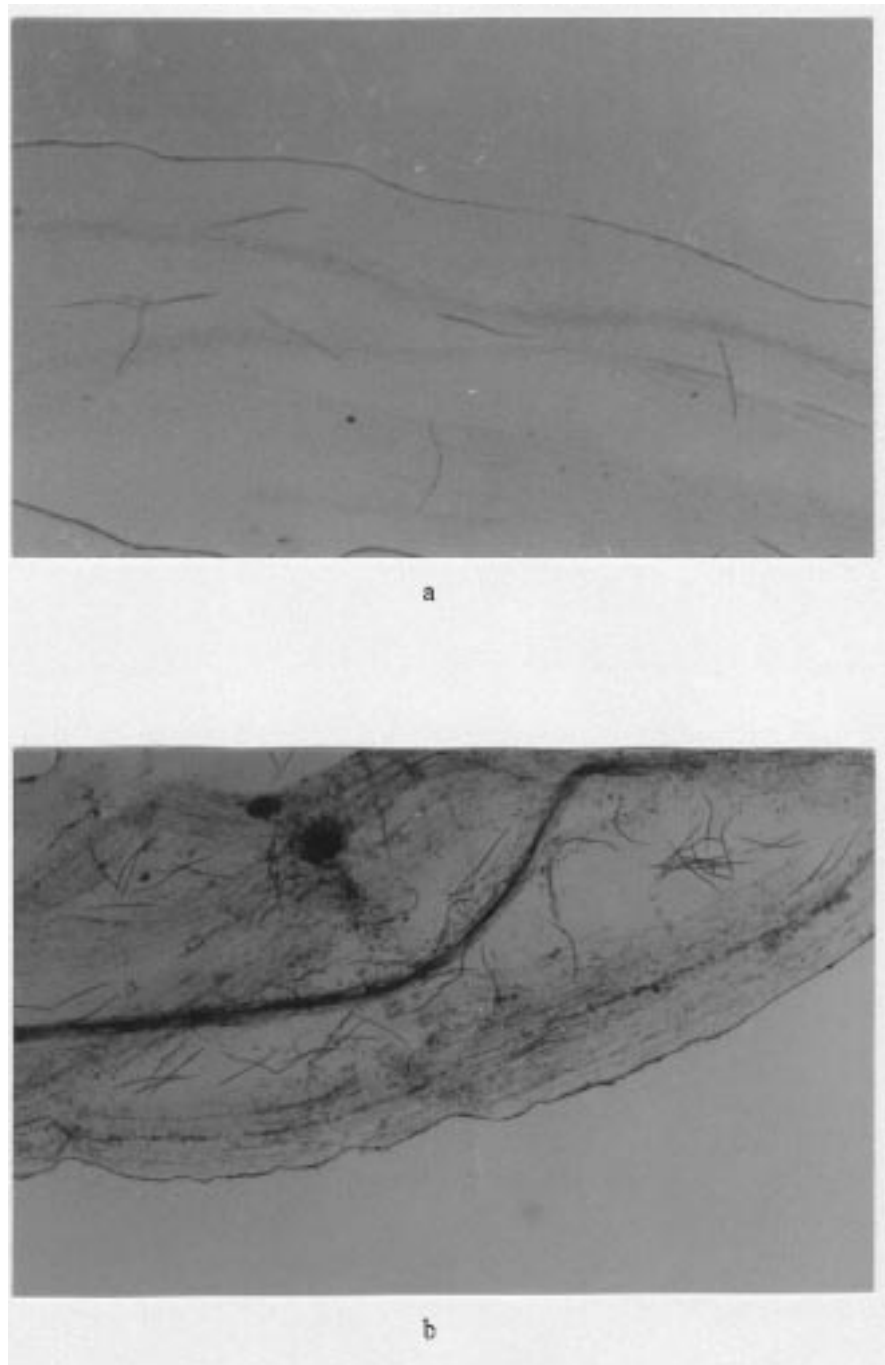


Abb. 26: Tomatemwurzelschnitte:

- a) nicht mit *Bacillus subtilis* behandelte aber mit *Meloidogyne* inokulierte
- b) mit *B. subtilis* und *Meloidogyne* behandelte - BS₃-QS- Variante

5.4.2. Anlockung durch *B. subtilis*-Kulturfiltrate (KF) behandelte Pflanzen

Die Wurzelbehandlung der Tomatenkeimlinge mit *B. subtilis*-Kulturfiltraten beeinflusste das *M. arenaria*-Larvenverhalten nur geringfügig. Aus den einzelnen Sandblockteilen wurde im allgemeinen eine etwa vergleichbare Larvenanzahl zwischen den Varianten gefunden. Allerdings wurden mehr Larven im Abschnitt C bei den KF der üb.- und st.-Phase ausgezählt. Außerdem invadierten mehr Larven in mit KF-üb.- und -st.-Phase behandelten Sämlingen als bei den anderen Varianten (Tab. 23). Die Wiederfindungsrate der Larven betrug 53-58% (Abb. 27).

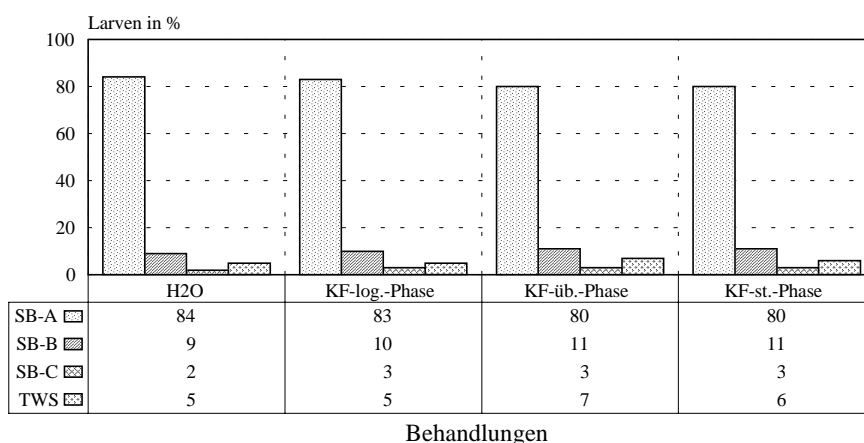
Tab. 23: Einfluß einer Tomatenwurzelbehandlung mit komplexen Kulturfiltraten von *Bacillus subtilis* (FZB 24[®]) auf die Wanderung und Invasion von *Meloidogyne arenaria*-Larven (L₂)

Behandlungen	SB-A	SB-B	SB-C	TWS
H ₂ O	971 ^b	106 ^{ab}	23 ^a	53 ^a
KF-log.-Phase	874 ^a	103 ^a	26 ^{ab}	57 ^a
KF-üb.-Phase	885 ^a	118 ^{ab}	32 ^b	72 ^b
KF-st.-Phase	892 ^{ab}	123 ^b	34 ^b	68 ^b

Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach t-Test (P≤0.05), n= 9

SB-A= Sandblocksabschnitt A (Nematodeninokulationsort)
SB-B= Sandblocksabschnitt B

SB-C= Sandblocksabschnitt C (Einpflanzungsort)
TWS= Tomatenwurzelsystem



SB-A= Sandblocksabschnitt A (Nematodeninokulationsort)
SB-B= Sandblocksabschnitt B

SB-C= Sandblocksabschnitt C (Einpflanzungsort)
TWS= Tomatenwurzelsystem

Abb. 27: Einfluß einer Wurzelbehandlung mit Kulturfiltraten von *Bacillus subtilis* auf die Wanderung und Pflanzen-Invasion von *Meloidogyne arenaria*-Larven (L₂)

5.4.3. Einfluß der *B. subtilis* Kulturfiltrate (KF) auf die Mortalität der *M. arenaria*-Larven (L₂) *in vitro*

Niedrige Konzentrationen (1 und 10%) der verschiedenen KF von *B. subtilis* (FZB 24[®]) zeigten keinen Einfluß auf die Mortalität der *M. arenaria*-Larven (Abb. 28) (Ergebnisse mit 1% KF sind nicht dargestellt). In den 50%igen KF (außer der st.-Phase) und dem Landy-Medium (LM) lag die Mortalität am ersten Tag nach Versuchsbeginn zwischen 96-98%. Dagegen war die Mortalitätsrate in Wasser und in der KF-st.-Phase nach 24 h bei 2 bis 6% und nach 48 h bei 4 bis 9% des Versuchsbeginnes. Nach 72 h betrug die Mortalität der Larven bei der KF-st.-Phase allerdings 98% (s. Abb. 29).

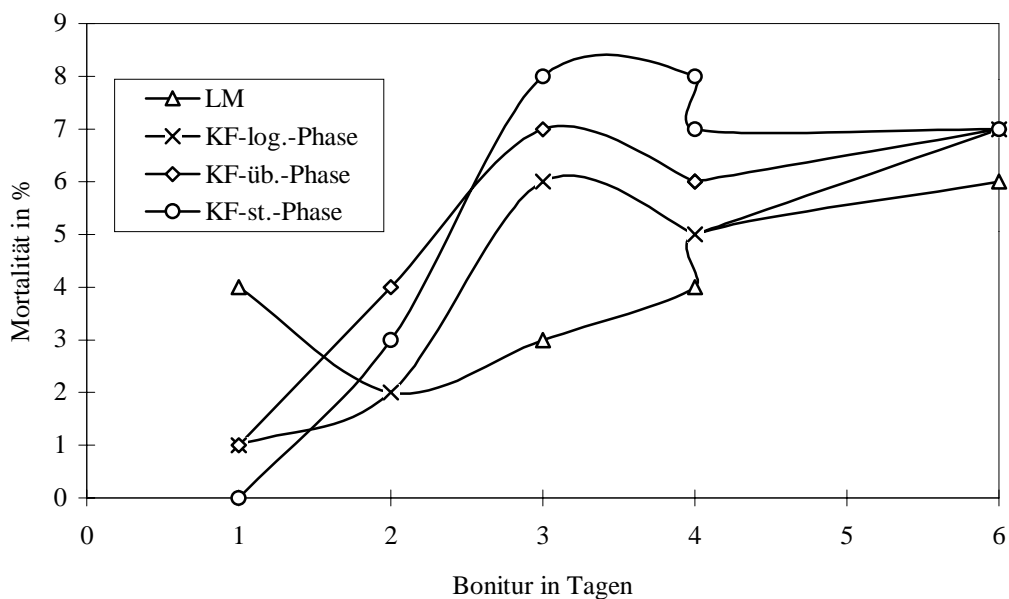


Abb. 28: Einfluß verschiedener 10%iger KF von *Bacillus subtilis* FZB[®] 24 auf die Mortalität der *Meloidogyne arenaria*-Larven (L₂), LM= Landy-Medium

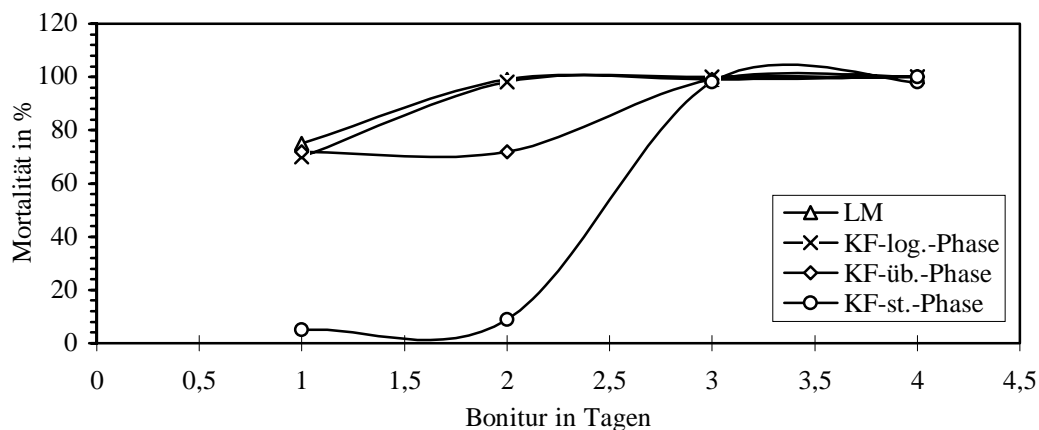


Abb. 29: Einfluß verschiedener 50%iger Kulturfiltrate von *Bacillus subtilis* auf die Mortalität der *Meloidogyne arenaria*-Larven, LM = Landy-Medium

5.5. Untersuchungen zur systemischen Wirkung von *B. subtilis* (FZB 24[®]) auf den *M. incognita*-Befall

5.5.1. Einseitige Nematodeninokulation im „Split-root-system“

10 Tage nach Inokulation

Nach zwei Wochen Einwirkungszeit von *B. subtilis* auf das Pflanzenwachstum wurde kein Effekt sichtbar. Allerdings verursachten die Behandlungen mit KNO₃ und BS₃-KNO₃ (10⁹ cfu/ml) Wachstumsverbesserungen (Sproßhöhe, -frischmasse und Wurzelfrischmasse), die statistisch gesichert sind (Tab. 24). Außerdem wurden mehr eingedrungene Larven bei den behandelten Pflanzen ausgezählt (9-38%) als bei den Kontrollpflanzen (Wasserbehandlung), was jedoch nicht signifikant war (Tab. 24).

Tab. 24: Wirkung von *B. subtilis* (FZB 24[®]) auf das Pflanzenwachstum [Sproßhöhe in cm (SH), Sproßfrischmasse (SFM), -trockenmasse in g (STM), Wurzelfrischmasse in g (WFM)] und auf den *M. incognita*-Befall [eingedrungene Larven pro Wurzelhälfte (L/WH)] im „Split-root-system“ (10 Tage nach Nematodeninokulation - unbehandelte Seite)

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM	L/WH
BS ₀	20,7 ^a (100)	18,9 ^a (100)	1,86 ^a (100)	4,89 ^a (100)	301 ^a (100)
BS ₃ -QS	20,9 ^a (101)	18,9 ^a (100)	1,96 ^a (105)	5,01 ^a (102)	408 ^a (136)
BS ₃ -KNO ₃	24,2 ^b (117)	23,5 ^b (124)	2,09 ^a (112)	5,15 ^a (105)	414 ^a (138)
KNO ₃	24,6 ^b (119)	24,7 ^b (131)	2,02 ^a (109)	5,07 ^a (104)	329 ^a (109)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach t-Test (P≤0.05), n= 5

BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₃-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10⁹ cfu/ml)

BS₃-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁹ cfu/ml)

4 Wochen nach der Nematodeninokulation

Die Wachstumsförderungen (Sproßfrisch-, -trockenmasse und Wurzelfrischmasse) durch die KNO₃- und BS₃-KNO₃-Behandlungen (10⁹ cfu/ml) traten verstärkt nach vier Wochen Wachstumsperiode auf. Es wurden signifikant höhere Eier/Larvenzahlen pro Wurzelsystem bei allen drei Behandlungen festgestellt (Tab. 25). Für die Entfaltung des Einflusses von *B. subtilis* auf das Wachstum und den Nematodenbefall ist scheinbar kein räumliches Zusammensein erforderlich. Ferner kann die Wirkung der KNO₃-Düngung genauso systemisch erfolgen wie die von *B. subtilis*. Damit wurde eine systemische Wirkung von *B. subtilis* und KNO₃ offenbar über einen pflanzenwachstumsförderenden Effekt auf den *M. incognita*-Befall an Tomate angezeigt.

Tab. 25: Wirkung von *B. subtilis* (FZB 24[®]) auf das Pflanzenwachstum [Sproßhöhe in cm (SH), Sproßfrischmasse (SFM), -trockenmasse in g (STM), Wurzelfrischmasse in g (WFM)] und auf den *M. incognita*-Befall [Nematodenvermehrung pro Wurzelhälfte (E&L/WH)] im „Split-root-system“ (4 Wochen nach Nematodeninokulation - unbehandelte Seite)

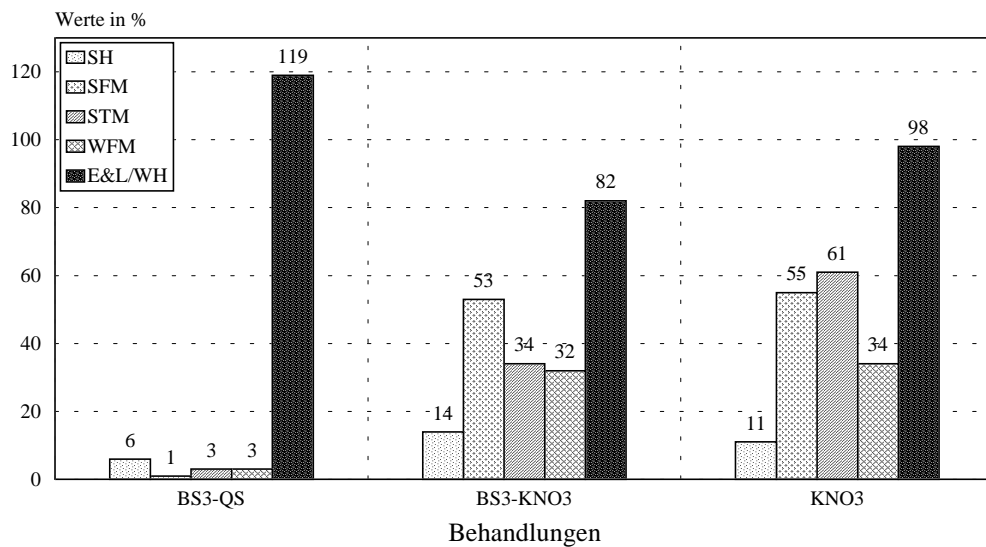
Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM	E&L/WH
BS ₀	35 ^a (100)	30,2 ^a (100)	5,01 ^a (100)	8,9 ^a (100)	62255 ^a (100)
BS ₃ -QS	37 ^a (106)	30,4 ^a (101)	5,16 ^a (103)	9,2 ^a (103)	136537 ^b (219)
BS ₃ -KNO ₃	40 ^a (114)	46,1 ^b (153)	6,91 ^b (134)	11,7 ^b (132)	113479 ^b (182)
KNO ₃	39 ^a (111)	46,7 ^b (155)	8,06 ^b (161)	11,9 ^b (134)	123152 ^b (198)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach t-Test (P≤0.05), n= 5

BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₃-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10⁹ cfu/ml)

BS₃-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁹ cfu/ml)



BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₃-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10⁹ cfu/ml)

BS₃-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁹ cfu/ml)

Abb. 30: Systemische Wirkung von *Bacillus subtilis* auf das Wachstum der Tomatenpflanzen [Sproßhöhe (SH), -frischmasse (SFM), -trockenmasse (STM), Wurzelfrischmasse (WFM)] und auf den *Meloidogyne incognita*-Befall [Eier/Larven pro Wurzelhälte (E&L/WH)]

5.5.2 Zweiseitige Nematodeninokulation im „Split-root-system“

10 Tage nach Inokulation

Es konnten keine signifikanten Unterschiede in der Anzahl eingedrungener Larven festgestellt werden (keine Varianzhomogenität). Trotzdem wurden höhere Larvenzahlen sowohl bei den bakterienbehandelten als auch den gedüngten Pflanzen ausgezählt (Tab. 26). Eine Wachstumsverbesserung wurde durch die BS₃-KNO₃-(10⁹ cfu/ml) und die KNO₃-Behandlung ebenfalls erzielt (Ausnahme Wurzelfrischmasse). Auch die alleinige KNO₃-Zufuhr führte zu einer deutlichen Verbesserung der Biomassebildung (Tab. 26).

Tab. 26: Wirkung von *B. subtilis* (FZB 24[®]) auf das Pflanzenwachstum [Sproßhöhe in cm (SH), Sproßfrischmasse (SFM), -trockenmasse in g (STM), Wurzelfrischmasse in g (WFM) und auf den *M. incognita*-Befall, eingedrungene Larven pro Wurzelhälfte (L/WH)] im „Split-root-system“ (10 d nach Nematodeninokulation)

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM	L/WH	
					BWH	UBWH
BS ₀	19 ^a (100)	16,5 ^a (100)	1,86 ^a (100)	5,25 ^a (100)	261 ^a (100)	300 ^a (100)
BS ₃ -QS	20 ^a (105)	15,8 ^a (96)	1,67 ^a (90)	5,07 ^a (97)	442 ^a (169)	316 ^a (105)
BS ₃ -KNO ₃	25 ^b (131)	26,2 ^b (159)	2,12 ^{ab} (112)	5,44 ^a (104)	248 ^a (95)	348 ^a (116)
KNO ₃	26 ^b (137)	26,9 ^b (163)	2,38 ^b (128)	5,84 ^a (111)	300 ^a (115)	355 ^a (118)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach t-Test ($P \leq 0.05$), $n = 5$

BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₃-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10^9 cfu/ml)

BS₃-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10^9 cfu/ml)

BWH= mit *B. subtilis* behandelter Wurzelhälfte

UBWH= nicht mit *B. subtilis* behandelter Wurzelhälfte

4 Wochen nach Inokulation

Mit zunehmender Wachstumsdauer stieg die Wachstumsförderung der Pflanzen bei BS₃-KNO₃ und KNO₃-Düngung enorm (statistisch signifikant) an. Eine signifikant höhere Wurzelmasse wurde auch durch die Bakterienbehandlung mit *B. subtilis* auf Quarzsandformulierung erreicht (Tab. 27). Bezüglich des Befalles wurden allgemein höhere Eier/Larvenzahlen bei den bakterienbehandelten und den gedüngten Pflanzen festgestellt, woraus sich jedoch keine differenzierte Aussage ableiten läßt.

Tab. 27: Wirkung von *Bacillus subtilis* (FZB 24[®]) auf das Pflanzenwachstum [Sproßhöhe in cm (SH), Sproßfrischmasse (SFM), -trockenmasse in g (STM), Wurzelfrischmasse in g (WFM)] und auf den *M. incognita*-Befall [Nematodenvermehrung pro Wurzelhälfte (E&L/WH)] im „Split-root-system“ (4 Wochen nach Nematodeninokulation)

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM	E&L/WH	
					BWH	UBWH
BS ₀	33 ^a (100)	26,1 ^a (100)	4,42 ^a (100)	10,0 ^a (100)	84627 ^a (100)	73795 ^a (100)
BS ₃ -QS	36 ^a (109)	29,4 ^a (113)	4,74 ^a (107)	12,3 ^b (123)	176673 ^b (208)	102285 ^a (139)
BS ₃ -KNO ₃	37 ^b (112)	39,6 ^b (152)	6,55 ^b (148)	12,2 ^b (122)	108507 ^a (128)	145871 ^b (198)
KNO ₃	39 ^b (118)	39,8 ^b (153)	6,62 ^b (150)	10,0 ^a (100)	95979 ^a (113)	140538 ^b (190)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach t-Test ($P \leq 0.05$), $n = 5$

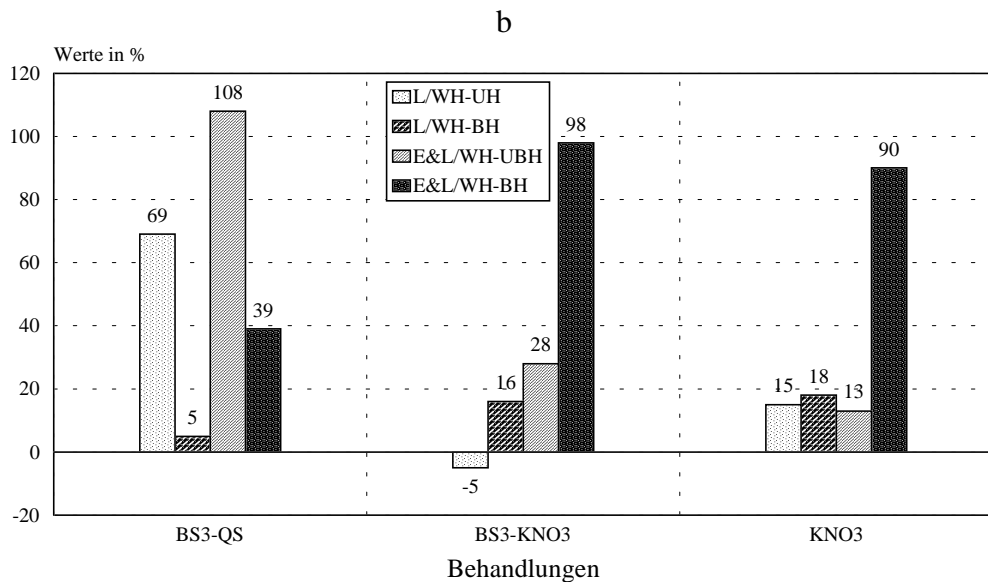
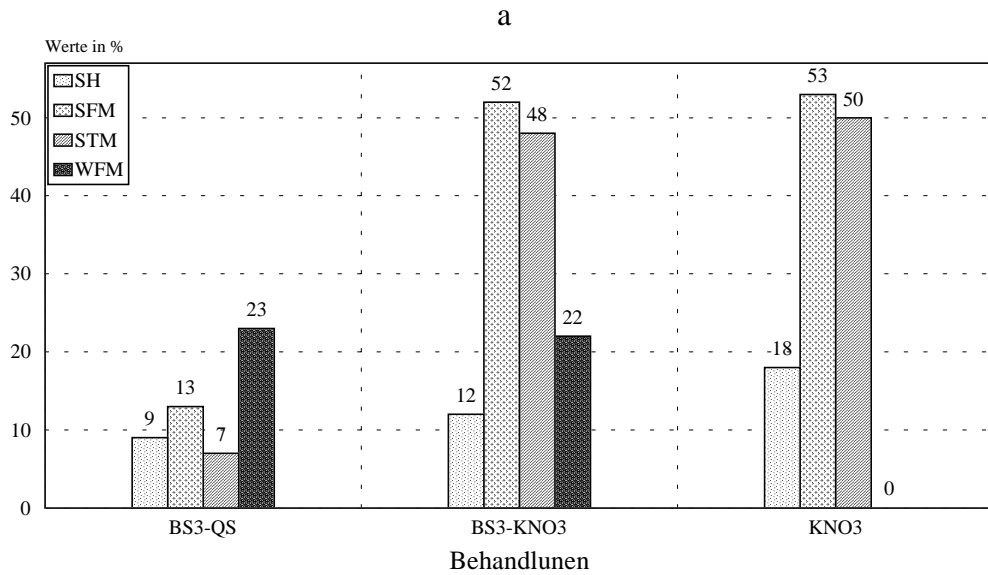
BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₃-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10^9 cfu/ml)

BS₃-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10^9 cfu/ml)

BWH= mit *B. subtilis* behandelter Wurzelhälfte

UBWH= nicht mit *B. subtilis* behandelter Wurzelhälfte



BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₃-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10⁹ cfu/ml)

BS₃-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁹ cfu/ml)

BWH= mit *B. subtilis* behandelter Wurzelhälfte

UBWH= nicht mit *B. subtilis* behandelter Wurzelhälfte

Abb. 31: Einfluß von *Bacillus subtilis* (FZB 24[®]) auf das Pflanzenwachstum [Sproßhöhe (SH), Sproßfrischmasse (SFM), -trockenmasse (STM), Wurzelfrischmasse (WFM)] (a) und auf den *M. incognita*-Befall [Nematodenvermehrung pro Wurzelhälfte (E&L/WH)] im „Split-root-system“ (10 Tage bzw. 4 Wochen nach Nematodeninokulation) [zweiseitige Nematodeninokulation (b)]

5.6. Untersuchungen zum Einfluß einer kombinierten Applikation von *Arthrobotrys* *superba* und *B. subtilis* auf den *M. arenaria*-Befall

Aus Vorversuchen war bekannt, daß der Pilz *Arthrobotrys superba* die Fähigkeit besitzt sich in ungedämpftem Erds substrat zu etablieren. Diese saprophytische Befähigung wurde auch in Reismährmedium deutlich, wobei dies stark von der zugeführten Reismenge abhängig war (Abb. 32).

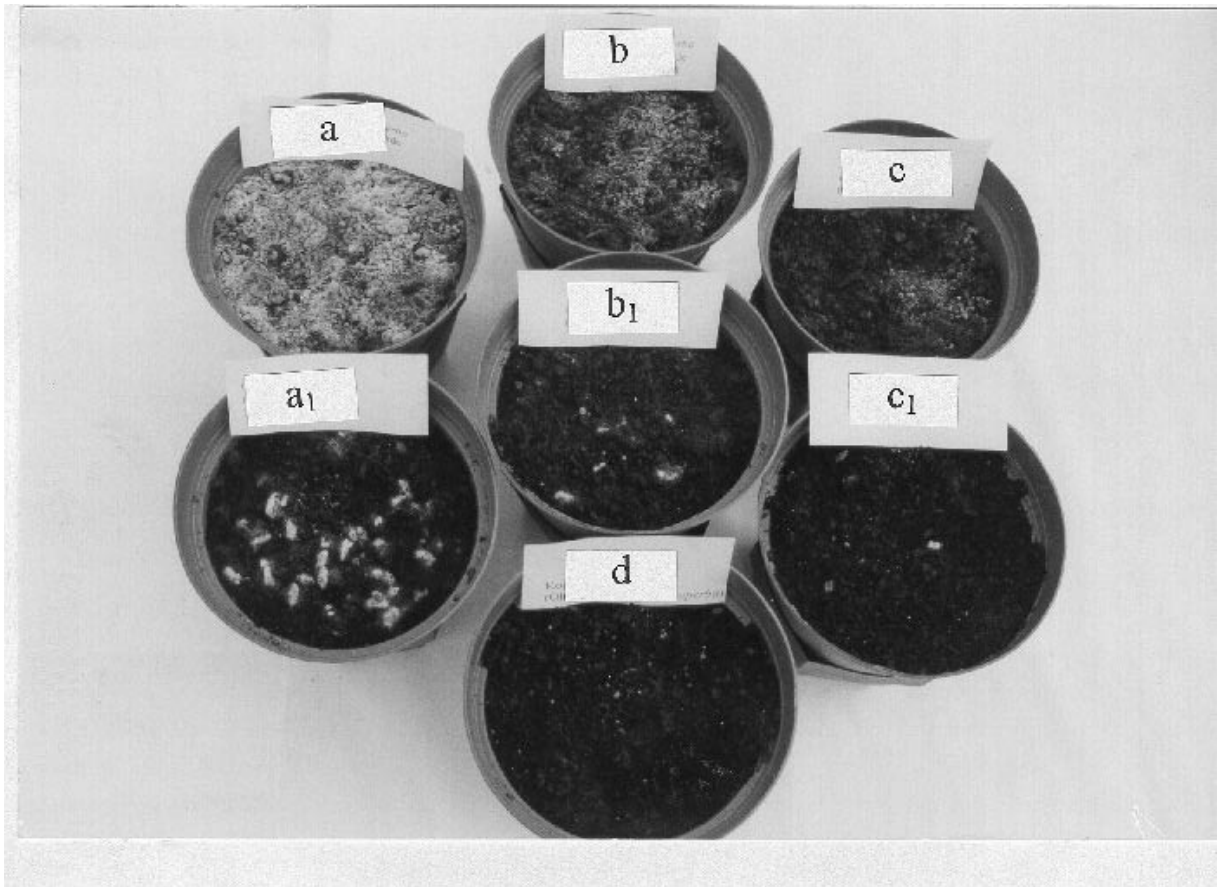


Abb. 32: Wachstum von *Arthrobotrys superba* in Abhängigkeit von der zugeführten Reismenge

- | | | |
|--|---------------------------------------|--|
| a) 13,0 g Reis und Pilz | b) 6,5 g Reis und Pilz | c) 3,25 g Reis und Pilz |
| a ₁) 13,0 g Reis ohne Pilz | b ₁) 6,5 g Reis ohne Pilz | c ₁) 3,25 g Reis ohne Pilz |
| d) ohne Pilz und ohne Reis | | |

Applikationsversuche des Pilzes und des *B. subtilis*-Präparates bei den Tomaten-Testpflanzen ergaben bei der Kombinationsvariante von *Arthrobotrys superba* und *B. subtilis* (FZB 24[®]) eine signifikante Pflanzenwachstumsförderung, gemessen an der Sproßfrisch-, -trockenmasse und der Wurzelfrischmasse im Vergleich zur Kontrolle (Tab. 28). Das Pflanzenwachstum wurde weder durch das Reismedium noch durch *A. superba* statistisch signifikant beeinflusst. Erwähnenswert ist lediglich ein leichter Zuwachs (6% bzw. 5%) der Sproßfrisch- bzw. Wurzelfrischmasse durch Reis-/*A. superba*-Anwendung, der aber nicht signifikant war (Tab. 28 und Abb. 33).

Tab. 28: Einfluß von *Arthrobotrys superba* und *Bacillus subtilis* (FZB 24[®]) auf das Pflanzenwachstum (Sproßhöhe in cm (SH), Sproßfrisch- in g (SFM), -trockenmasse in g (STM) und Wurzelfrischmasse in g (WFM))

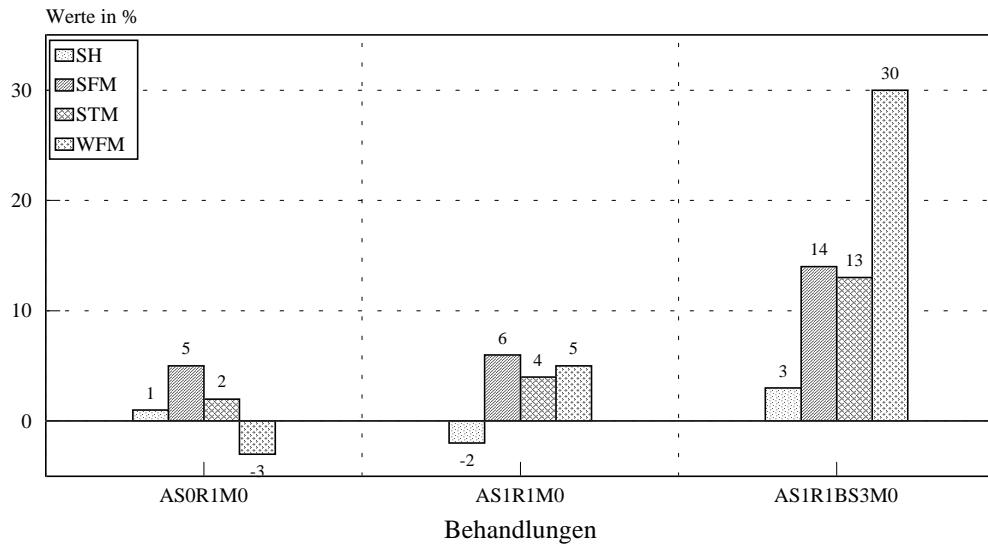
Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM
AS ₀ R ₀ M ₀	38,3 ^a (100)	22,43 ^a (100)	3,40 ^a (100)	2,9 ^a (100)
AS ₀ R ₁ M ₀	38,7 ^a (101)	23,54 ^a (105)	3,46 ^a (102)	2,8 ^a (97)
AS ₁ R ₁ M ₀	37,4 ^a (98)	24,00 ^a (106)	3,54 ^a (104)	3,05 ^{ab} (105)
AS ₁ R ₁ BS ₃ M ₀	39,3 ^a (103)	25,66 ^b (114)	3,83 ^b (113)	3,77 ^b (130)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach t-Test ($P \leq 0.05$), $n=5$

R₀= ohne Reis
R₁= Reis

AS₀= ohne *Arthrobotrys superba*
AS₁= *A. superba*

BS₃= *Bacillus subtilis* 10⁹ cfu/ml
M₀= ohne *Meloidogyne*



R₀= ohne Reis
R₁= Reis

AS₀= ohne *Arthrobotrys superba*
AS₁= *A. superba*

BS₃= *Bacillus subtilis* 10⁹ cfu/ml
M₀= ohne *Meloidogyne*

Abb. 33: Einfluß von *Arthrobotrys superba* und *Bacillus subtilis* auf das Pflanzenwachstum [Sproßhöhe (SH), -frischmasse (SFM), -trockenmasse (STM) und Wurzelfrischmasse (WFM) im Vergleich zur Kontrolle (AS₀R₀M₀)]

Auch das Wachstum der mit der Kombination von *B. subtilis* und *A. superba* behandelten und mit *Meloidogyne* inokulierten Pflanzen wurde im Vergleich zur Kontrolle signifikant verbessert, insbesondere die Sproßfrisch- und -trockenmasse. Dagegen wurde bei den Kontrollpflanzen eine höhere Wurzelfrischmasse allein durch den Nematoden-Befall festgestellt. In Bezug zum Befall wurde eine signifikant niedrigere Gallenanzahl pro Wurzelsystem (Reduktion um 32%) durch den *A. superba*-Einsatz erzielt. Das Nährmedium (Reis) brachte eine Gallenverminderung von 12% (nicht signifikant). Die Kombination von *B. subtilis* und *A. superba* bewirkte hingegen nur eine 19%ige Gallenreduktion (nicht signifikant). Dies bedeutet, daß durch die Kombination die nematodenunterdrückende Wirkung deutlich vermindert wurde (Tab. 29 und Abb. 34).

Tab. 29: Einfluß von *Arthrobotrys superba* auf den *M. arenaria*-Befall an Tomatenpflanzen [Sproßhöhe in cm (SH), Sproßfrisch- in g (SFM), -trockenmasse in g (STM) und Wurzelfrischmasse in g (WFM) sowie Gallen pro Wurzelsystem (GZ/WS) bzw. Gallen pro g Wurzel (GZ/g W)]

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM	GZ/WS	GZ/g W
AS ₀ R ₀ M ₁	38,4 ^a (100)	22,08 ^a (100)	3,08 ^a (100)	3,54 ^a (100)	173 ^c (100)	48 ^a (100)
AS ₀ R ₁ M ₁	38,4 ^a (100)	22,72 ^a (103)	3,30 ^{ab} (107)	3,34 ^a (94)	152 ^{bc} (88)	46 ^a (96)
AS ₁ R ₁ M ₁	37,0 ^a (96)	23,62 ^a (107)	3,35 ^{ab} (109)	3,26 ^a (92)	117 ^a (68)	36 ^a (77)
AS ₁ R ₁ BS ₃ M ₁	37,0 ^a (96)	26,37 ^b (119)	3,5 ^b (114)	3,43 ^a (97)	140 ^{ab} (81)	41 ^a (87)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach t-Test ($P \leq 0.05$), $n=5$

R₀= ohne Reis
R₁= Reis

AS₀= ohne *Arthrobotrys superba*
AS₁= *A. superba*

BS₃= *Bacillus subtilis* 10⁹ cfu/ml
M₁= *Meloidogyne*

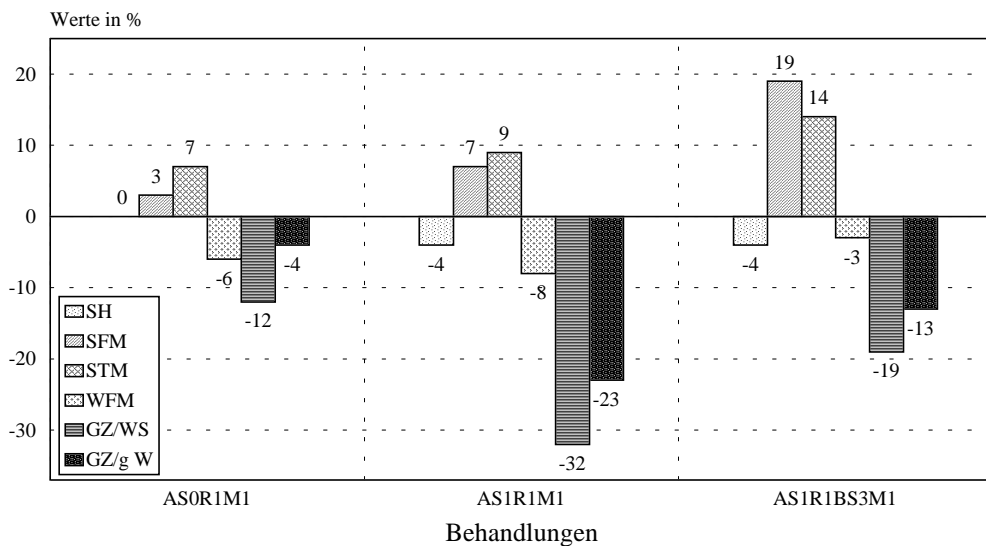


Abb. 34: Einfluß einer kombinierten Applikation von *Arthrobotrys superba* und *Bacillus subtilis* auf das Wachstum der befallenen Pflanzen [Sproßhöhe (SH), Sproßfrisch- (SFM), -trockenmasse (STM) und Wurzelfrischmasse (WFM) und auf den *Meloidogyne*-Befall [Gallen pro Wurzelsystem (GZ/WS) bzw. Gallen pro g Wurzel (GZ/g W)]

5.7. Untersuchungen zum Einfluß der *B. subtilis* Stämme FZB 24[®] und S18 auf den Wurzelläsionsnematodenbefall - *Pratylenchus penetrans*

5.7.1. *B. subtilis* FZB 24[®]

Der Einsatz von *B. subtilis* (FZB 24[®]) auf KNO₃-Basis, der allerdings mit einer formulierungsbedingten KNO₃-Gabe in Höhe von 1,8 g/Pflanze verbunden war, führte zu Wachstumsverbesserungen bei allen Wachstumsparametern (signifikant gegenüber der nicht mit *B. subtilis* behandelten Kontrolle) (Tab. 30). Die KNO₃-Düngung bewirkte ebenfalls eine statistisch gesicherte höhere Biomasse gegenüber der nicht mit *B. subtilis* behandelten Kontrolle. Die Bakterienbehandlung der Testpflanzen (BS₃-QS 10⁹ cfu/ml) führte jedoch zu höheren Biomassewerten im Vergleich zur Kontrolle (nicht signifikant) (Abb. 35).

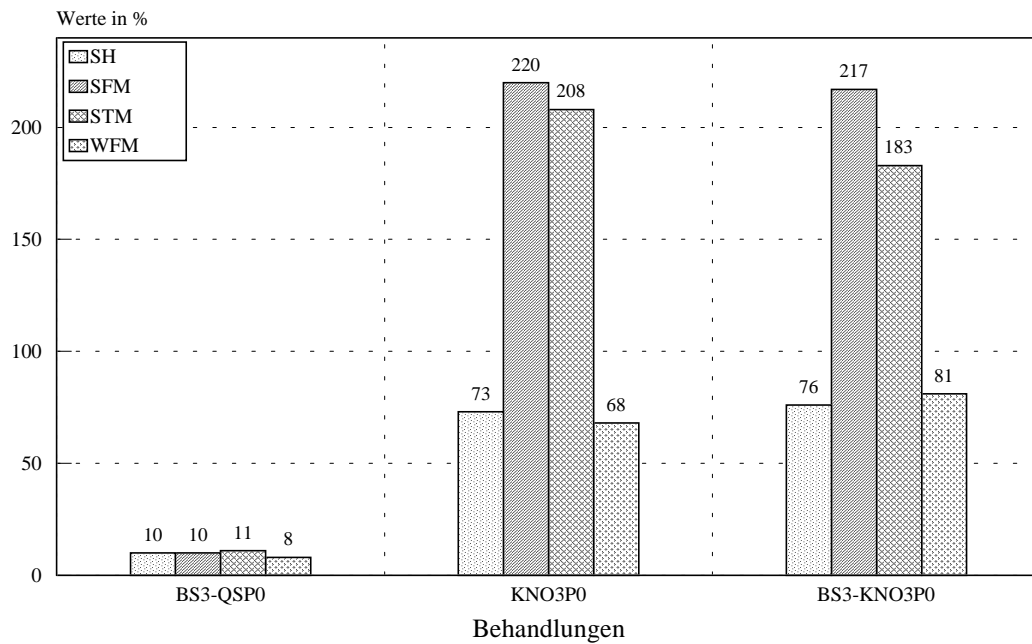
Tab. 30: Einfluß von *B. subtilis* (FZB 24[®]) auf das Pflanzenwachstum [Sproßhöhe in cm (SH), Sproßfrisch- in g (SFM), -trockenmasse in g (STM) und Wurzelfrischmasse in g (WFM)]

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM
BS ₀ P ₀	59 ^a (100)	42,93 ^a (100)	5,88 ^a (100)	16,94 ^a (100)
BS ₃ -QSP ₀	65 ^a (110)	47,32 ^a (110)	6,52 ^a (111)	18,26 ^a (108)
KNO ₃ P ₀	102 ^b (173)	137,24 ^b (320)	18,12 ^b (308)	28,44 ^b (168)
BS ₃ -KNO ₃ P ₀	104 ^b (176)	136,14 ^b (317)	16,62 ^b (283)	30,70 ^b (181)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach t-Test (P≤0.05), n=5

P₀= ohne *Pratylenchus*
BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₃-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10⁹ cfu/ml)
BS₃-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁹ cfu/ml)



P₀= ohne *Pratylenchus*
 BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₃-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10⁹ cfu/ml)
 BS₃-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁹ cfu/ml)

Abb. 35: Einfluß von *B. subtilis* auf das Pflanzenwachstum [Sproßhöhe (SH), -frischmasse (SFM), -trockenmasse (STM), Wurzelfrischmasse (WFM)] und auf die Wurzelläsionsnematodenvermehrung [Nematoden pro Wurzelsystem (Nem./WS) bzw. g Wurzel (Nem./g W)]

Bei Wurzelläsionsnematodenbefall führte die Zufuhr von KNO₃ bzw. KNO₃ in Verbindung mit *B. subtilis* zu einem verbesserten Pflanzenwachstum sowie zu einer Reduzierung des Nematodenbefalls hinsichtlich der Nematodenzahl pro g Wurzel, gegensätzlich zu dem Verhalten bei *Meloidogyne arenaria*. Eine deutlich zusätzliche Wirkung von *B. subtilis* formuliert mit KNO₃ war nicht erkennbar (Tab. 31 und Abb. 36).

Tab. 31: Einfluß von *Bacillus subtilis* (FZB 24[®]) auf das Pflanzenwachstum [Sproßhöhe in cm (SH), -frischmasse in g (SFM), -trockenmasse in g (STM), Wurzelfrischmasse in g (WFM)] und auf die Wurzelläsionsnematodenvermehrung [Nematoden pro Wurzelsystem (Nem./WS) bzw. g Wurzel (Nem./g W)]

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM	Nem./WS	Nem./g W
BS ₀ P ₁	63 ^a (100)	38,30 ^a (100)	4,74 ^a (100)	13,66 ^a (100)	18236 ^a (100)	1340 ^c (100)
BS ₃ -QSP ₁	71 ^a (113)	44,18 ^a (112)	5,50 ^b (113)	15,06 ^a (110)	17476 ^a (96)	1167 ^b (87)
KNO ₃ P ₁	101 ^b (160)	124,70 ^b (349)	14,75 ^c (292)	26,46 ^b (194)	19021 ^a (105)	719 ^a (54)
BS ₃ -KNO ₃ P ₁	94 ^b (149)	131,54 ^b (346)	14,74 ^c (292)	28,62 ^b (210)	18042 ^a (99)	635 ^a (47)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach t-Test ($P \leq 0.05$), $n = 5$

P₁= *Pratylenchus*

BS₀= ohne *Bacillus subtilis*

BS₃-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10^9 cfu/ml)

BS₃-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10^9 cfu/ml)

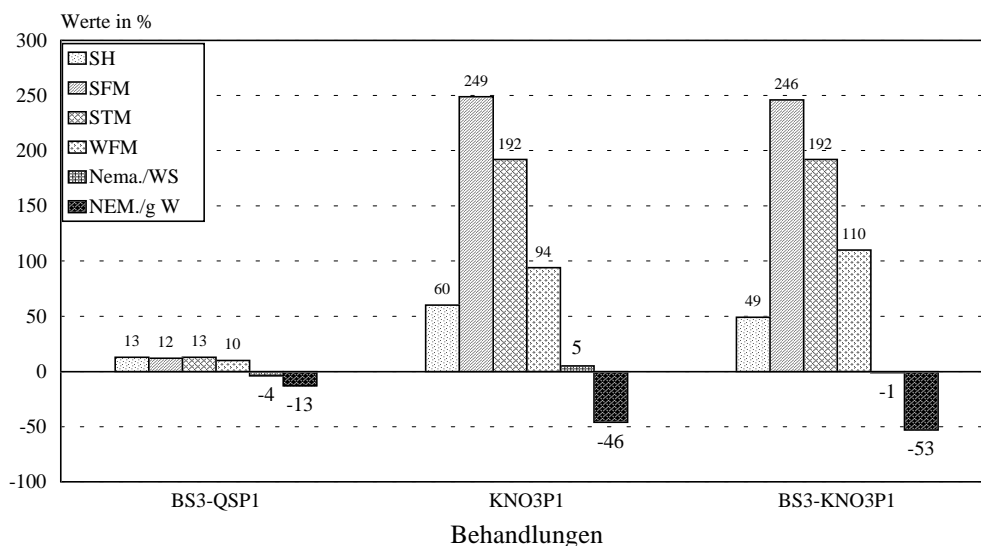


Abb. 36: Einfluß von *Bacillus subtilis* (FZB 24[®]) auf das Pflanzenwachstum [Sproßhöhe (SH), -frischmasse (SFM), -trockenmasse (STM), Wurzelfrischmasse (WFM)] und auf die Wurzelläsionsnematodenvermehrung [Nematoden pro Wurzelsystem (Nem./WS) bzw. g Wurzel (Nem./g W)]

5.7.2. *B. subtilis* Stämme FZB 24® und S18

Bei der Applikation beider *B. subtilis* Stämme gab es keine signifikanten Unterschiede zwischen den erfaßten Wachstumsparametern der behandelten Pflanzen (Ausnahme: Wurzelfrischmasse bei den mit S18 behandelten Pflanzen). Im Vergleich zu unbehandelten Kontrollpflanzen wurden jedoch tendenziell bei beiden Pflanzen höhere Biomassewerte bei bakterienbehandelten Pflanzen festgestellt (Tab. 32 und Abb. 37).

Tab. 32: Einfluß der *B. subtilis* Stämme FZB 24® und S18 auf das Pflanzenwachstum

[Sproßhöhe in cm (SH), -frischmasse in g (SFM), -trockenmasse in g (STM), und Wurzelfrischmasse (WFM) in g]

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM
H ₂ O P ₀	53 ^a (100)	15,39 ^a (100)	1,98 ^a (100)	3,90 ^a (100)
FZB 24® P ₀	53 ^a (100)	16,80 ^a (112)	2,25 ^a (113)	4,34 ^a (110)
S18 P ₀	54 ^a (102)	16,18 ^a (105)	2,26 ^a (114)	4,51 ^b (116)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach t-Test (P≤0.05), n=5, P₀= ohne *Pratylenchus*

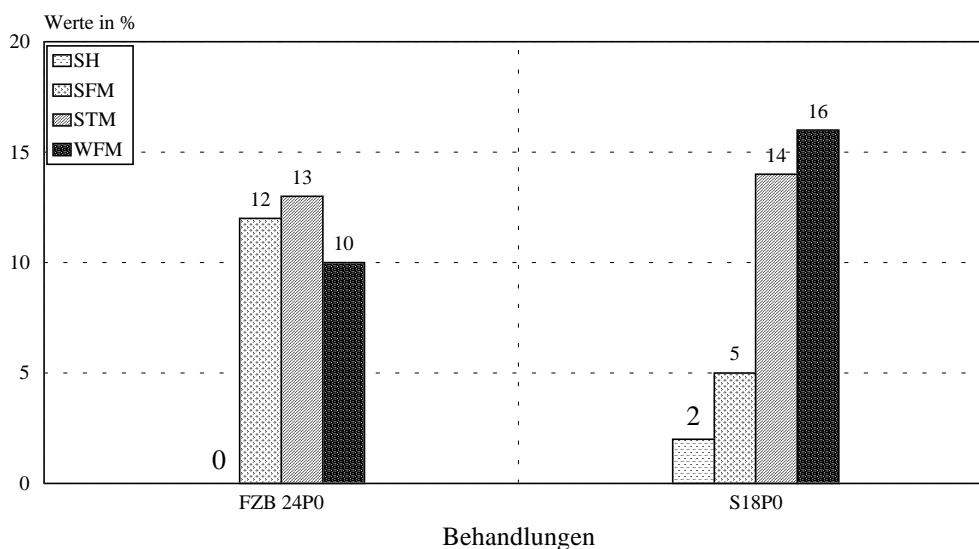


Abb. 37: Einfluß der *Bacillus subtilis* Stämme FZB 24 und S18 auf das Pflanzenwachstum [Sproßhöhe (SH), -frischmasse (SFM), -trockenmasse (STM) und Wurzelfrischmasse (WFM)], P₀= Ohne *Pratylenchus*

Bei der *Pratylenchus*-Inokulation wurde durch die Bakterienbehandlung (S18 und FZB 24[®]) das Befallsgeschehen in den vorliegenden Versuchen nicht signifikant beeinflusst. Es wurde lediglich eine leicht höhere Biomasse durch die Bakterienbehandlungen erzielt sowie eine auffallend tendenzielle Nematodenunterdrückung. Weder bei der Symptomausprägung noch bei der Anzahl der Nematoden gab es jedoch signifikante Unterschiede zwischen den Varianten (Tab. 33 und Abb. 37).

Tab. 33: Einfluß der *Bacillus subtilis* Stämme FZB 24[®] und S18 auf das Pflanzenwachstum [Sproßhöhe in cm (SH), -frischmasse in g (SFM), -trockenmasse in g (STM), und Wurzelfrischmasse in g (WFM)] und auf die Wurzelläsionsnematodenvermehrung [Nematoden pro Wurzelsystem (Nem./WS) bzw. g Wurzel (Nem./g W)]

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM	Nem./WS	Nem./g W
H ₂ OP ₁	51,4 ^a (100)	15,95 ^a (100)	2,11 ^a (100)	3,89 ^a (100)	8113 ^a (100)	2088 ^a (100)
FZB 24 [®] P ₁	51,4 ^a (100)	16,10 ^a (101)	2,20 ^a (104)	4,19 ^a (113)	7400 ^a (91)	1766 ^a (85)
S18P ₁	49,6 ^a (97)	16,11 ^a (101)	2,24 ^a (106)	4,41 ^a (108)	7388 ^a (91)	1675 ^a (80)

Zahlen in Klammern sind rel. Werte (%). Mittelwerte mit gleichen Buchstaben innerhalb einer Spalte sind nicht signifikant verschieden nach t-Test ($P \leq 0.05$), n= 5, P₁= *Pratylenchus*

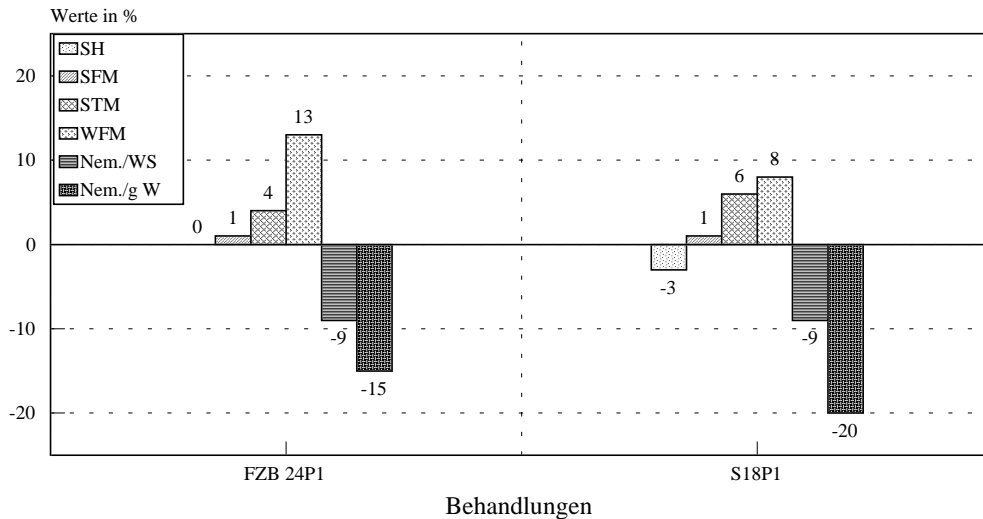


Abb. 38: Einfluß der *Bacillus subtilis* Stämme FZB 24[®] und S18 auf das Pflanzenwachstum [Sproßhöhe (SH), -frischmasse (SFM), -trockenmasse (STM), und Wurzelfrischmasse (WFM)] und auf die Wurzelläsionsnematodenvermehrung [Nematoden pro Wurzelsystem (Nem./WS) bzw. g Wurzel (Nem./g W)]

5.8. Untersuchungen zum Einfluß von *B. subtilis* (FZB 24[®]) auf die pflanzlichen Enzymaktivitäten

Untersucht wurde die Chitinase- und Peroxidaseaktivität in ihrer Beeinflussung durch die *B. subtilis*-Behandlung (BS₃-QS und BS₃-KNO₃). Ihre Aktivität wurde bei nicht mit *Meloidogyne* inokulierten Pflanzen jeweils um 20 (Chitinase) bzw. 50% (Peroxidase) gesteigert. Dagegen nahmen diese Aktivitäten jeweils um 3% bzw. 10% bei *M. arenaria*-Befall ab. Der auf KNO₃-Basis formulierte *B. subtilis* hingegen, beeinflusste die Enzymaktivitäten anders. So wurden die Chitinase- und Peroxidaseaktivitäten bei gesunden Pflanzen jeweils um 8 bzw. 6% gemindert und bei *Meloidogyne* befallenen Pflanzen stiegen die Werte um 53% bzw. 46% an (Tab. 34).

Tab. 34: Einfluß von *Bacillus subtilis* (FZB 24®) und einer KNO₃-Düngung auf pflanzliche Enzymaktivitäten

Behandlungen	Gesamt-Proteingehalt in µg/100 µl		Chitinase in ΔE ₅₅₀ 1h/mg Protein		Peroxidase ΔE ₄₉₀ nm/mg Protein	
	M ₀	M ₁	M ₀	M ₁	M ₀	M ₁
H ₂ O	7,97 (100)	10,1 (100)	3,778 (100)	4,813 (100)	0,965 (100)	1,147 (100)
BS ₃ -QS	9,52 (120)	9,07 (90)	4,560 (120)	4,653 (97)	1,444 (150)	1,103 (90)
KNO ₃	39,26 (100)	33,64 (100)	18,757 (100)	15,937 (100)	18,802 (100)	14,252 (100)
BS ₃ - KNO ₃	33,64 (86)	54,56 (162)	17,165 (92)	24,402 (153)	17,726 (94)	23,293 (146)

M₀= ohne *Meloidogyne*
M₁= *Meloidogyne*

BS₃-QS= *B. subtilis* auf Quarzsand (10⁹ cfu/ml)
BS₃-KNO₃= *B. subtilis* auf KNO₃ (10⁹ cfu/ml)

5.9. Untersuchungen zum Einfluß synthetischer Phytohormone bzw. Vorstufen auf das Pflanzenwachstum und den *M. arenaria*-Befall

5.9.1. Einfluß synthetischer Phytohormone bzw. Vorstufen auf die Mortalität der *M. arenaria*-Larven (L₂) *in vitro*

Bei *in vitro* Untersuchungen mit synthetischen Phytohormonen (IAA und Kinetin) und dem von *B. subtilis* als Stoffwechselprodukt gebildeten IAA-Präkursor Indol-3-yllessigsäure (IPyA) [DOLEJ, 1998] wurde kein direkter Einfluß auf die Mortalität der *Meloidogyne*-Larven in den geprüften Konzentrationen im Vergleich zur Kontrolle (H₂O) festgestellt. Es wurde lediglich eine Zunahme der Mortalität der Larven mit der Zeit (Versuchsdauer) von 2% auf 18% bei der Kontrolle (H₂O) und von 2% auf 15% bei IAA ermittelt (Abb. 39).

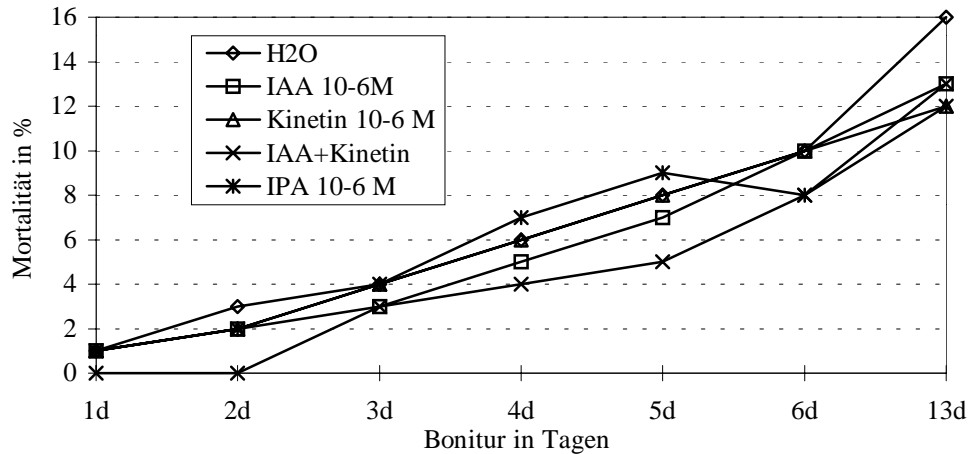


Abb. 39: Einfluß synthetischer Phytohormone und des IAA-Präkursors (IPyA) auf die Mortalität von *Meloidogyne arenaria*-Larven (L₂) *in vitro*

5.9.2. Einfluß synthetischer Phytohormone bzw. Vorstufen auf das Pflanzenwachstum und den *M. arenaria*-Befall

Der Einfluß synthetischer Phytohormone und ihrer Präkursoren auf die Wirt-Parasit-Beziehung wurde am System Tomate-*Meloidogyne in vivo* (unter Gewächshausbedingungen) untersucht. Die Zufuhr synthetischer Phytohormone bzw. Vorstufen beeinflusste das Pflanzenwachstum kaum (Tab. 35).

Tab. 35: Einfluß von synthetischen Phytohormonen auf das Pflanzenwachstum *in vivo*
[Sproßhöhe (SH), -frischmasse (SFM), -trockenmasse (STM), Wurzelfrischmasse (WFM) und -trockenmasse (WTM)] - Relativ-Werte

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM	WTM
H ₂ O	100	100	100	100	100
IAA (10 ⁻⁶ M)	98	99	97	101	99
Kinetin (10 ⁻⁶ M)	98	91	99	100	105
IAA+Kinetin (10 ⁻⁶ M)	103	97	101	94	99
IPyA (10 ⁻⁶ M)	99	97	100	95	99

Im Bezug auf den *Meloidogyne*-Befall zeigte die IAA-Behandlung eine Erhöhung der *Meloidogyne*-Vermehrung (12-21%) gegenüber der Kontrolle ähnlich wie sie auch bei *B. subtilis* zu beobachten war. Die Wirkung von Kinetin war variabel. In einem anderen Versuch (Ergebnisse nicht dargestellt) war eine Verminderung der gebildeten Eier/Larven pro Wurzelsystem durch die Kinetinbehandlung erzielt worden. Die Kombination von Kinetin mit IAA ergab wieder eine Steigerung der Nematodenvermehrung um 23% (Tab. 36).

Tab. 36: Einfluß synthetischer Phytohormone auf das Wachstum [Sproßhöhe (SH),
-frischmasse (SFM), -trockenmasse (STM), Wurzelfrischmasse (WFM) und
Meloidogyne arenaria-Vermehrung [Eier/Larven pro Wurzelsystem (E&L/WS)]
an Tomaten *in vivo* - Relativ-Werte

Behandlungen	SH	SFM	STM	WFM	E&L/WS
H ₂ O	100	100	100	100	100
IAA (10 ⁻⁶ M)	103	101	107	102	112
Kinetin	102	100	104	109	113
IAA+Kinetin (10 ⁻⁶ M)	103	96	100	100	123
IPyA (10 ⁻⁶ M)	99	99	104	99	107

6. Diskussion der Ergebnisse und Schlußfolgerungen

In der vorliegenden Arbeit wurden die Wirkungen des Rhizobakteriums *Bacillus subtilis* (FZB 24[®]) und dessen Stoffwechselprodukte auf das Pflanzenwachstum und den *Meloidogyne* spp.-Befall untersucht. Vergleichend stand als Untersuchungsfrage die Wirkung der *B. subtilis* Stämme FZB 24[®] und S18 auf einen detiorativ pathogenen Schaderreger-Befall durch *Pratylenchus penetrans* im Gegensatz zu *Meloidogyne* spp. die Hypertrophien verursachen. Weiterhin wurde die Kombination von *B. subtilis* mit *Arthrobotrys superba* gegen *Meloidogyne* spp. geprüft.

Einfluß von *B. subtilis* FZB 24[®] und einer KNO₃-Düngung auf das Wachstum und den *Meloidogyne arenaria*- und *Pratylenchus penetrans*-Befall

Rhizobakterien wurden bereits häufiger durch Saatgut- bzw. Substratapplikationen zur biologischen Bekämpfung bodenbürtiger Phytopathogene oder zur Wachstumsförderung eingesetzt (COOK & BAKER, 1983). Rhizobakterien zeichnen sich durch eine gute Besiedlung der Wurzeln aus. Sie können in ihrer Wirkung positiv, negativ oder neutral sein (ZAVALETA-MEJIA & GUNDY, 1982; RACKE, 1988). Damit werden sie zu Rhizosphäre- und Rhizoplanebakterien, deren Bezeichnung lediglich auf den Ort der Isolierung von der Wurzel hinweist (SCHROTH & HANCOCK, 1982).

Es konnte eindeutig belegt werden, daß der Einsatz von *B. subtilis* als Substratbehandlung zu Wachstumsförderungen sowohl in gedämpftem als auch in ungedämpftem Substrat führen kann. Die Wirksamkeit nahm mit steigender Konzentration (Bakterientiter 10⁵ bis 10⁹ cfu/ml), insbesondere in gedämpftem Substrat zu. In gedämpftem Substrat (Typ I) konnte z. B. mit dem Bakterien-Titer (10⁵ cfu/ml) das Wurzelwachstum um 26 % gesteigert werden. Bei dieser Konzentration spielt der formulierungsbedingte Zusatz von KNO₃ für die Bakterienpräparatherstellung praktisch keine Bedeutung (0,18mg N-Zufuhr). Dagegen wurde eine signifikante Wachstumsverbesserung in ungedämpftem Substrat nur bei dem höchsten Bakterientiter (BS₃-KNO₃=10⁹ cfu/ml) erreicht. In mikrobiell gepufferten Böden oder Rhizosphären wird sich nach LINDERMAN et al. (1983) nur sehr schwer ein anderer

Organismus etablieren können, wenn diesem nicht durch eine Bodenentseuchung oder eine direkte Applikation an den Samen ein Vorteil eingeräumt wird. Auch bei ZAZZERINI & TOSI (1985) war *B. subtilis* in ungedämpftem Boden weniger wirksam gegen *Sclerotinia sclerotiorum* bei Sonnenblume als in gedämpftem Boden.

Es wurde eine bessere Wirksamkeit von *B. subtilis* im Substrat Typ I als im Substrat Typ II festgestellt. Dies hängt offensichtlich mit dem unterschiedlichen Nährstoffangebot der Substrate zusammen. *B. subtilis* hilft den Pflanzen Stressbedingungen zu überstehen und Schädwirkungen zu kompensieren. Streß-kompensierende Wirkungen erzielten auch SADLERS et al. (1995), wo *B. subtilis* eine Wachstumsverbesserung und einen Mehrertrag von 16-19% gegenüber der Kontrolle erbrachte. Dieser Erfolg wurde aber nur bei einer suboptimalen Nährstoffversorgung der Tomatenpflanzen erreicht. Im Torfsubstrat wurde dagegen keine derartige Wirksamkeit von *B. subtilis* festgestellt. Sie begründeten dies mit dem optimalen Nährstoffangebot. Unter einem suboptimalen Temperaturregime (10 °C) beobachteten auch ZIMMER et al. (1997) bei Erbse eine prozentual stärkere Wachstumsverbesserung durch *B. subtilis* als bei 20 °C. Ebenso konnte GANTCHEVA (1993) eine Förderung des Pflanzenwachstums von Erbse durch *B. subtilis* in Quarzsand, aber nicht in Erds substrat feststellen. Auch unter Wasserstreß konnte *B. subtilis* beispielsweise die Wüchsigkeit von Erdnußpflanzen verdoppeln und die Hülsenanzahl um 16% steigern (TURNER & BACKMAN, 1991).

Durch verschiedene Untersuchungen wurde belegt, daß nur eine höhere Keimdichte-applikation von *B. subtilis* die Besiedlung der Wurzeln in nicht gedämpften Boden garantiert. Durch eine Substratdämpfung werden Nährstoffe frei, d.h. es erfolgt ein Nährstoffaufschluß. Außerdem wird das Substrat frei von Mikroorganismen. *B. subtilis* bekommt dadurch keine Konkurrenz, um den Boden zu besiedeln. Er besitzt als ökologischer R-Strategie (Dauersporenbildung) im allgemeinen eine geringe Konkurrenzfähigkeit (KATZ & DEMAINE, 1977; BOCHOW, 1989). *B. subtilis* A-13 konnte z. B. den Befall von *M. arenaria*, *M. incognita* und *Rotylenchus reniformis* an verschiedenen Kulturpflanzen (Zuckerrüben, Baumwolle und Erdnüsse) sehr beachtlich in gedämpften, aber nicht in ungedämpften Böden reduzieren (SIKORA, 1988). Man machte für seine Unwirksamkeit in ungedämpftem Boden folgendes verantwortlich: Entweder war *B. subtilis* nicht in der Lage, in solchen Böden die Wurzeln in ausreichender Konzentration zu besiedeln oder sein Einfluß auf die Wurzelexsudat-

Komponenten wurde durch andere Rhizosphärenmikroorganismen neutralisiert (SIKORA, 1988).

Die Art und Weise, wie *B. subtilis* das Pflanzenwachstum positiv beeinflussen kann, ist relativ kompliziert und umfaßt unterschiedliche Mechanismen. Die Aktivität des Bakteriums steht mit seiner Fähigkeit zum Kolonisieren, Überleben und zur Produktion biologisch aktiver Substanzen während des Wachstums der Pflanzenwurzel in enger Verbindung (ALSTRÖM, 1987). Entscheidend ist zunächst eine Rhizosphären- und Rhizoplanenbesiedlung des eingebrachten Bakteriums (*B. subtilis*) in ausreichender Populationsdichte als Voraussetzung für die erfolgreiche Wachstumsförderung und/oder Bekämpfung bodenbürtiger Phytopathogene (SCHROTH & HENDSON, 1995).

B. subtilis kann eine Erhöhung der Verfügbarkeit von Nährstoffen für die Pflanze bewirken. TURNER & BACKMAN (1991) stellten z. B. höhere N, K und B-Werte aus Blättern bakteriisierter Pflanzen fest, als bei unbehandelten. Zum anderen bildet *B. subtilis* biologisch aktive Substanzen, die Phytohormon-Aktivität zeigen (ALEMAYEHU, 1997). Bei dem untersuchten *B. subtilis*-Stamm FZB 24[®] konnte im Kulturfiltrat der Übergangsphase der IAA-Präkursor IPyA nachgewiesen werden. Dieser führte nach exogener Applikation bei Tomatensämlingen zu Erhöhung des IAA-Spiegels verbunden mit Wachstumsverbesserungen und Toleranzerhöhungen (DOLEJ, 1998). Hinzu kommt die Überlegung, daß *B. subtilis* Reaktionen in der Pflanze hervorruft, die zur Mobilisierung eigener Abwehrkräfte dienen könnten [Induzierte Resistenz] (DOLEJ, 1998).

SIDDIQUI & MAHMOOD (1993) wiesen eine Befallsreduktion von *M. incognita* und *Macrophomina phaseolina* an Kicherbsen (*Cicer aritinum*) durch *B. subtilis* nach. Die Biomasseproduktion wurde gefördert. Sie begründeten dies mit der Unterdrückung nicht parasitischer Wurzelpathogene oder der Produktion von biologisch aktiven Substanzen oder der Verbesserung der Verfügbarkeit von Nährstoffen (BROADBENT et al., 1977). DOLEJ & BOCHOW (1996) vertreten die Meinung, daß *B. subtilis* durch seine aktiven Substanz/en den Phytohormonhaushalt (-Bilanz) der Pflanzen so beeinflußt (verändert), daß die Pflanze einen Schub zum Wachstum und zur Förderung der Gesundheit erhält. Nach heutigem Erkenntnisstand bildet das hier verwendete Isolat von *B. subtilis* (FZB 24[®]) keine klassischen Phytohormone (FISCHER, 1997).

Voraussetzungen für eine biologisch aktive Population des Bakteriums sind optimale Wachstumsbedingungen, insbesondere Nährstoffangebot, Temperatur, Feuchtigkeit und nicht zuletzt der pH-Wert. Eine positive Korrelation zwischen der Populationsdichte von *B. subtilis* und der Unterdrückung der durch *Alternaria radicina* verursachten Möhrenscharzfäulekrankheit wurde festgestellt (JAMAL, 1993). Weiterhin fanden RAAIJMAKERS et al. (1995) enge, positive Beziehungen zwischen *Pseudomonas fluorescens*- und *Pseudomonas putida*-Populationsdichten in der Rhizosphäre verbunden mit einer Reduzierung der Welkekrankheit verursacht durch *Fusarium oxysporum* f.sp. *raphani* an Rettich, heraus. Doch nicht in allen Fällen korrelieren Bakterienpopulationsdichte und phytosanitäre Wirkung des Bakteriums (ZIMMER et al., 1998).

Nach den eigenen Untersuchungen förderte die *B. subtilis*-Applikation nicht nur das Pflanzenwachstum, sondern auch den *Meloidogyne*-Befall an Tomate. Weiterhin wurde auch die Vermehrung der Wurzelgallennematoden signifikant erhöht (BOCHOW & AHMED, 1996). Dies geschah sowohl in gedämpftem als auch in ungedämpftem Substrat.

Trotz des erhöhten *Meloidogyne*-Befalls und verstärkter Nematodenvermehrung durch *B. subtilis*- und auch der KNO₃-Behandlungen konnte jedoch keine Verminderung der Leistungsfähigkeit der Pflanzen, sondern im Gegenteil eine höhere Biomassebildung festgestellt werden. Eine mögliche Erklärung hierfür kann in einem Kompensationseffekt (verbesserte Resistenz/Toleranz) hervorgerufen durch die Düngung mit KNO₃ und die *B. subtilis*-Behandlung gesehen werden. So könnte über die Wachstumsförderung der Pflanzen eine Toleranzerhöhung durch die Bakterisierung und KF-Behandlung („antibiotikafrei“) hervorgerufen worden sein.

Die Wirkung eines Nutzorganismus kann sich entweder direkt über das Pathogen oder/und indirekt über die Pflanze vollziehen. In den eigenen Untersuchungen ist die Wirkung von *B. subtilis* auf den *Meloidogyne*-Befall offenbar ausschließlich über die Pflanze erfolgt. Eine Befallsförderung auch bei anderen hypertrophen pathogenen Organismen wie *Plasmodiophora brassicae* durch eine *B. subtilis*-Behandlung (Isolat T99) stellten ebenfalls BHATTACHARYA et al. (1994) an Chinakohl fest. Es wurde eine Befallsförderung um 80% (Anzahl der Wurzelhaarinfektionen an 1 cm Hauptwurzel gemessen) registriert. Die Autoren begründeten dies mit der oben bereits diskutierten hormonähnlichen Wirkung, die von *B.*

subtilis auf die Pflanzen ausgeht. Sie nehmen dabei an, daß auch mehr Sporen bei den besser wachsenden Pflanzen zur Keimung kamen als bei unbehandelten.

Es scheint damit generell, zumindest bei den verwendeten *B. subtilis* Isolaten, gegenüber solchen Pathogenen, die mit Hypertrophie-Pathogenese reagieren, eine Verbesserung des Pflanzenwachstums mit der Befallssteigerung gekoppelt zu sein. Für eine endgültige Verallgemeinerung dieses Sachverhaltes sollten weitere Untersuchungen gegenüber Krankheitserregern mit ähnlicher Pathogenese durchgeführt werden.

Die *B. subtilis* KF-Applikation in gemischtem Erds substrat (gärtnerisches Substrat und Quarzsand) beeinflusste das Wachstum und den *M. arenaria*-Befall nicht. Es erscheint nicht verwunderlich, daß hier keine Wirkung festgestellt wurde. Die bakterienbürtigen Metaboliten sind meist instabil, und augenscheinlich lagen die aktiven Substanzen nicht in ausreichender Konzentration vor. Es könnte aber auch sein, daß aktive Substanzen an Bodenteilchen gebunden (BOCHOW, 1998) wurden. Auch besteht die Möglichkeit, daß die Wirkung aktiver Substanzen von *B. subtilis* durch Antibiotika überlagert wurde. Für die Bindung der aktiven Substanzen an Bodenteilchen und/oder Überlagerung ihrer Aktivität mit Antibiotika sprechen die Ergebnisse mit antibiotikafreien KF, wo eine zwar nicht signifikante, jedoch tendenziell höhere Biomassebildung durch die KF (antibiotikafreie) aus der üb.- und st.-Fermentationsphase von *B. subtilis* beobachtet wurde (AHMED & BOCHOW, 1997). Dabei wurde die *Meloidogyne*-Vermehrung auch signifikant durch *B. subtilis* KF aus der üb. und -st. Phase gefördert. Dieser Versuch wurde in Quarzsand durchgeführt. Die Ergebnisse decken sich mit Befunden von DOLEJ (1998), bei denen so behandelte Pflanzen ebenfalls ein besseres Wachstum zeigten als unbehandelte. ALEMAYEHU (1997) beobachtete ferner eine höhere Cytokininaktivität von *B. subtilis* in den KF der üb. und st.-Phase gegenüber dem KF der log.-Phase. Mit dem Wachstumsverlauf der Bakterienkultur scheint diese Aktivität also in engem Zusammenhang zu stehen. Ebenfalls stellten TIEN et al. (1979) und OMAY et al. (1993) höhere Phytohormonaktivitäten der KF von PGPR mit steigender Kulturdauer fest.

Die untersuchte pflanzenaktive G₃-Fraktion aus *B. subtilis*-KF beeinflusste in dem vorliegenden Versuch weder das Pflanzenwachstum noch den *M. arenaia*-Befall. Dies ist wahrscheinlich mit der sehr geringen Anwendungskonzentration bzw. Instabilität dieser Fraktion (Proteine) zu begründen.

Bion[®] als kommerzieller Pflanzenaktivator zeigte ebenfalls bei 10^{-5} M keine Wirkung auf Wachstum und *M. arenaria*-Befall. Eine höhere Konzentration (10^{-4} M) war dagegen phytotoxisch. Aus gleichem Grund wurden bei diesen Varianten auch weniger Eier/Larven von *M. arenaria* registriert.

Die Förderung der Gallenbildung durch die Pflanzenwurzel-Bakterisierung mit *B. subtilis* und der KNO₃-Düngung könnte mit der Wachstumsverbesserung, insbesondere der Wurzelmasse, begründet werden. Eine größere Wurzelmasse bietet den Nematoden bessere Wachstums- und Entwicklungsmöglichkeiten. So stellte HALLMANN (1994) eine enge, positive Korrelation zwischen der Anzahl eingedrungener *M. incognita*-Larven und dem Wurzelfrischgewicht fest. Außerdem trägt die stärkere Anlockung der *Meloidogyne*-Larven bei den bakterisierten Sämlingen zur verstärkten Gallenbildung bei (AHMED et al., 1996). HASHMI & KRUSBERG (1995) stellten bei gedüngten Maispflanzen im Vergleich zu ungedüngten unter Klimakammerbedingungen bei zystenbildenden Nematoden eine Verdopplung der gebildeten Zysten fest, verbunden mit einer 2-3 fachen Steigerung der Zahl der geschlüpften Larven. ROSS (1959) berichtete in diesem Zusammenhang auch über eine Verhinderung der Schäden durch Nematoden mittels einer NH₄NO₃-Düngung, obwohl die Endpopulation letztlich gestiegen war.

BELAIR & TREMBLAY (1995) berichteten über die Unwirksamkeit einer Chitin-Urea-Applikation in Konzentrationen von 0,2 und 0,4% (v/v) gegen *M. hapla* an Tomate. Es wurde als Grund eine signifikante Erhöhung der Biomassebildung gekoppelt mit einer verstärkten Population bei den behandelten Pflanzen nachgewiesen.

Die meisten Untersuchungen von VA-Mykorrhiza-Applikationen gegen *Meloidogyne* ergaben dagegen eine Befallsreduktion. Jedoch liegen auch hier negative Meldungen vor. ATILANO et al. (1981) stellten eine Zunahme der *M. arenaria*-Population an VAM-behandelten Pflanzen fest. Eine VAM-Behandlung in Verbindung mit einer P-Düngung von 0 und 25 µg P führte nach CARLING et al. (1996) hier zur Steigerung der Toleranz von Erdnüssen gegen *M. arenaria*, erst als die P-Düngung weiter stieg (75 und 125 µg/g Boden), nahm die Gallenbildung und die Eierproduktion von *M. arenaria* zu.

ZAVALETA-MEJIA & GUNDY (1982) testeten 244 Rhizobakterien-Isolate gegen Wurzelgallennematoden an Tomate und Gurke. Die Wirkungen der Isolate auf die Pflanzen und den Nematodenbefall ließen sich dabei in vier Reaktionen gliedern:

- Einige Isolate übten einen negativen Effekt aus und hemmten das Pflanzenwachstum und die Wurzelvergallung im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle.
- Bei wenigen Isolaten war die Wirkung positiv, d.h. das Pflanzenwachstum sowie eine verstärkte Gallenbildung wurde gefördert .
- Die dritte Gruppe bewirkte ein geringeres Pflanzenwachstum gekoppelt mit verstärkter Gallenbildung.
- Nur 12% der geprüften Rhizobakterien zeigten eine positive Wirkung bei beiden Merkmalen, und zwar Wachstumsverbesserungen an Tomate und Gurke sowie eine Dezimierung der Gallenbildung.

BECKER et al. (1988) prüften 354 willkürlich selektierte Rhizobakterien-Arten gegen *M. incognita*. Die Autoren konnten ebenfalls ein breites Wirkungsspektrum (positiv wie auch negativ) sowohl auf das Pflanzenwachstum als auch auf die Gallenbildung (Nematodenentwicklung) beobachten. Sie stellten nur bei 1% von mehr als 5000 Rhizobakterien-Isolaten nachweisbare Substanzen fest, die die Vitalität von *M. incognita* Larven *in vitro* beeinflussten. Von diesen 1% waren 20% in der Lage die Gallenbildung an Tomate und Gurke *in vivo* zu reduzieren. BECKER et al. (1988) geben dabei an, daß diese Isolate an Tomate und andere an Gurke eine Reduktion der Gallenbildung bei Gewächshausexperimenten bewirkten. Die zwei wirksamsten Isolate wurden als *Pseudomonas fluorescens* (Job 209) und *Bacillus* sp. (Job 23) identifiziert. Weiterhin erwähnen sie auch, die Existenz von Isolaten, die eine Pflanzenwachstumsverbesserung und gleichzeitig eine verstärkte Gallenbildung verursachten. RACKE (1988) stellte bei 14% der untersuchten Rhizobakterien-Isolate gegenüber *Globodera pallida* befallsfördernde Wirkungen fest. Hingegen bewirkten 9% aus 179 getesteten Rhizobakterien-Isolaten eine hemmende Wirkung gegenüber einem *G. pallida*-Befall der Kartoffel. Bei Rüben gegenüber *Heterodera* spp. betrug die Selektionsquote befallsmindernder Isolate 5,2% (OOSTENDROP, 1986B).

Nach KERRY (1993) rufen Antagonisten, welche die Larven (L₂) von *Meloidogyne* spp. infizieren können, eine Reduzierung des Ertragsverlustes, aber mit geringem Einfluß auf die Kontrolle ihrer Population hervor. Antagonisten, die hingegen die Weibchen befallen, besitzen eine größere Bedeutung für die Reduzierung der Nematodenpopulation.

SIKORA (1988) führte sehr umfangreiche Rhizobakterienisolationen durch und testete sie gegen verschiedene phytopathogene Nematoden wie *H. schachtii*, *G. pallida*, *M. incognita* und *M. arenaria*. Er stellte dabei fest, daß das Eindringen von Nematoden bei *H. schachtii*-Larven an Zuckerrüben und bei *G. pallida*-Larven an Kartoffeln durch 5,2% bzw. 14% der geprüften Isolate gefördert wurde. Dabei wurde auch gleichzeitig das Pflanzenwachstum der beiden Kulturen jeweils um 5,2% bzw. 25% verbessert.

Stickstoff ist ein wichtiger Wachstumsfaktor bei vielen Kulturpflanzen. Somit bewirkt eine zusätzliche Applikation von Nährstoffen (Düngung) bei Pflanzen, die unter Nährstoffmangel leiden eine Verbesserung des Pflanzenwachstums. Düngung kann somit auch die Toleranz der Pflanze gegenüber Krankheitserregern durch Kompensation ihrer Schadwirkung (Nährstoffentzug) des Nährstoffverlustes erhöhen (HUBER, 1980). Dies geschah offensichtlich auch in vorliegenden Versuchen durch die KNO₃-Gabe. Ein besseres Wurzelwachstum auch durch Düngung stellt für *Meloidogyne* günstigere Entwicklungsmöglichkeiten dar. Somit waren Pflanzen mit stärkerer N-Düngung besonders krankheitsgefährdet. Höhere Düngungsintensitäten können weiterhin aber auch als zusätzlicher Streßfaktor wirken, der zu höheren befallsbedingten Schäden führt (OERKE et al., 1989). WORKNEH & BRUGGEN (1994) fanden z. B. heraus, daß eine Ammoniumnitrat-Düngung auf organisch bewirtschafteten Flächen zu stärkeren Erkrankungen führte, als auf konventionell bewirtschafteten Flächen.

COLLINS & RODRIGUEZ-KABANA (1970) konnten eine höhere *Meloidogyne*-Nematodenpopulation auf Flächen feststellen, die gut mit N-, P-, und K-Dünger versorgt waren. Es wurden jedoch auch höhere Erträge erzielt. Dagegen wurde die höchste Zahl von deteriorativen pathogenen Wurzelläsionsnematoden (*Pratylenchus*) auf mit Kalk behandelten Flächen, die nicht mit N-, P- und K-Dünger versorgt wurden, beobachtet.

Es ist durchaus möglich, daß man entstandene Schäden von *Meloidogyne* spp. an Kulturpflanzen durch eine Düngung (in dem Fall K⁺¹ und NO₃⁻¹) kompensieren kann, in

Anbetracht der gleichzeitigen Vermehrung des Schaderregers dürfte dies aber ökonomisch und ökologisch nicht sinnvoll sein.

Eigene Untersuchungen zum Einfluß der *B. subtilis*-Isolate FZB 24[®] und S18 gegen den Wurzelläsionsnematoden *Pratylenchus* als detiorativen Schaderreger zeigten hinsichtlich der Nematodenpopulation zwar keinen signifikanten Unterschied zur unbehandelten Kontrolle, jedoch wurde ein leichter Rückgang der Population um etwa 9% pro Wurzelsystem und 15-20% pro g Wurzel ermittelt. Im Unterschied zu *Meloidogyne* wurde eindeutig kein Populationzuwachs gegenüber der Kontrolle festgestellt. Auch durch die KNO₃-Düngung wurde ebenfalls eine stärkere (etwa um 50- 53%) Nematoden-Reduktion pro g Wurzel registriert. Es wurde durch die *B. subtilis*-Behandlung der Testpflanzen wahrscheinlich eine Erhöhung ihrer Widerstandsfähigkeit gegen *P. penetrans* erreicht. Es ist zu folgern, wie bereits erwähnt, daß die prinzipiell unterschiedlichen Schaderreger Ursache für den variablen Behandlungseffekt sind. Es erscheint interessant, weitere Untersuchungen über den Einfluß biochemischer Vorgänge in den befallenen Pflanzen anzustellen.

Systemische Wirkung von *B. subtilis* FZB 24[®] auf den *M. incognita*-Befall

Um die systemische Wirksamkeit des Rhizobakteriums *B. subtilis* zu prüfen, wurde ein Versuch mit dem „Split-root-Testsystem“ nach GANNON et al. (1991) durchgeführt. Mit dieser Methode ist eine räumliche Trennung von Nutzorganismus und Pathogen möglich, d.h. der unbehandelte Teil kann von den Bakterien nicht aktiv besiedelt werden (GANNON et al., 1991; BOWERS & PARKE, 1993).

Im eigenen „Split-root-Testsystem“, wo die unbehandelte Wurzelseite (Hälfte) mit *M. incognita* inokuliert war, wurden tendenziell deutlich mehr Larven in bakterisierten bzw. KNO₃-gedüngten Pflanzen ausgezählt. Weiterhin wurde die Vermehrung der Nematoden sowohl durch die Bakterisierung als auch durch die KNO₃-Düngung im Vergleich zur Kontrolle gefördert. Es wurde damit deutlich, daß durch die Behandlung einer Wurzelhälfte eine Reaktion in der gesamten Pflanze ausgelöst wird. Zur Entfaltung der Wirksamkeit von *B. subtilis* erscheint ein räumliches Zusammensein von *M. incognita* und des Rhizobakteriums *B.*

subtilis nicht unbedingt erforderlich zu sein. Es wurde vielmehr eine systemisch induzierte Steigerung der Nematodenvermehrung ausgelöst.

In einem solchen Testsystem wurde auch eine zweiseitige Nematodeninokulation durchgeführt. Im Vergleich zur unbehandelten, ungedüngten Kontrolle wurden auch hier mehr eingedrungene Larven und eine höhere Zahl der Eier/Larven pro geteiltes Wurzelsystem festgestellt.

Es gibt mehrere Hinweise dafür, daß durch eine lokale Behandlung bzw. Applikation von Induktoren (Elicitoren) bestimmte Phänomene systemisch ausgelöst werden können, d.h. die die gesamte Pflanze erfassen, beispielsweise bei Prozessen der Resistenz, Toleranz und Empfindlichkeit (Hypersensibilität).

Im „Split-root-Testsystem“ konnten EL-SHERIF & ELWAKIL (1991) durch Inokulation einer Wurzelhälfte mit *Agrobacterium tumefaciens* eine verstärkte Gallenbildung auf der anderen, mit *M. incognita* inokulierten, aber bakterienfreien Wurzelhälfte der Tomate feststellen. Durch das Bakterium wurden Entwicklung und Nematodenvermehrung gefördert. Hingegen wurde durch *Fusarium oxysporum* als Inokulum die Anzahl der Gallen deutlich reduziert. Die Autoren begründeten diese Befunde mit einer systemischen Beeinflussung der Pflanze durch die Pathogene ohne dies näher zu erklären.

OGALLO & MCCLURE (1996) schrieben über eine durch avirulente *M. incognita*-Vorinokulation systemisch induzierte Resistenz gegen virulente *M. hapla* im „Split-root-Testsystem“ bei Tomate. Sie äußerte sich in einer Verminderung der Vermehrung von *M. hapla*. Dagegen löste eine Präinokulation der Pflanze mit einer virulenten *M. hapla*-Population vor der avirulenten *M. incognita*-Inokulation eine systemische Empfindlichkeit der Pflanze aus. Die Vermehrung von *M. incognita* wurde dadurch vervierfacht. Die Autoren (1995) erzielten ebenfalls bei Tomate durch Präinokulation mit apathogenen Nematoden wie *M. incognita* oder *M. javanica* gegen *M. hapla* (Pathogen) eine induzierte Resistenz. HASKY-GÜNTHER (1996) berichtete über eine systemisch induzierte Resistenz gegen *G. pallida* durch die Behandlung der nicht inokulierten Wurzelhälfte mit *Bacillus sphaericus* und *Agrobacterium radiobacter*. So wurde dadurch eine Befallsminderung von jeweils ca. 58% und 55% erzielt.

Im „Split-root-Testsystem“ führten STROBEL et al. (1982) Untersuchungen mit VA-Mykorrhiza und *Meloidogyne incognita* durch. VAM konnte keine systemische Wirkung auf den *Meloidogyne*-Befall ausüben. Hier ist offensichtlich ein räumliches Zusammensein notwendig. Eine synergistische Wirkung wurde zwischen *Verticillium dahliae* und *Pratylenchus minyus* bzw. *P. penetrans* beobachtet (ROWE et al., 1985), obwohl die Erreger an zwei getrennten Wurzelteilen - „Split-root-Testsystem“ - inokuliert waren (FAULKNER et al., 1970)

Nach Inokulation mit einem avirulenten Nematoden *Heterodera schachtii* erzielten DECKER & DOWE (1989) eine induzierte Toleranz gegen *Globodera rostochiensis* an Kartoffel. Eine Resistenz wurde auch durch eine Präinokulation mit einem apathogenen Stamm des Kiefernwelkennematoden *Bursaphelenchus xylophilus* induziert (KIYOHARA, 1986).

LIU et al. (1993) erreichten durch eine räumlich getrennte Behandlung einer Wurzelhälfte mit Rhizobakterien eine Reduzierung der Symptomausprägung von *Fusarium*. Weiterhin konnten LIU et al. (1995B) durch Applikation von PGPR (*Pseudomonas putida* 89B-27 und *Serratia marcescens* 90-166) an einer Wurzelhälfte eine induzierte systemische Resistenz gegen *F. oxysporum f.sp. cucumerinum* bei Gurke erzielen. Sie äußerte sich durch eine Verzögerung der Symptomentwicklung und eine Reduzierung der kollabierten Pflanzen im Vergleich zur Kontrolle. Ähnliche Untersuchungen führten PEER et al. (1991) mit einem Stamm aus der Gattung *Pseudomonas* gegen die *Fusarium*-Welke durch und konnten damit eine Resistenz induzieren. Mit gleicher Versuchsanstellung induzierten ZHANG et al. (1996) durch eine Kompostbehandlung einer Wurzelhälfte eine Resistenz auf der unbehandelten Seite gegen *Pythium ultimum* und *Pythium aphanidermatum*. Weiterhin konnte dadurch auch eine Resistenz gegen *Colletotrichum orbiculare* auf dem 2. Blatt festgestellt werden.

RAUPACH et al. (1996) konnten ebenfalls eine systemisch induzierte Resistenz durch die Behandlungen von Gurke (*Cucumis sativus*) mit *Pseudomonas fluorescens* (89B-27) und *Serratia marcescens* (90-166) gegen CMV auslösen.

Wanderung und Pflanzen-Invasion der *M. incognita* und *M. arenaria*-Larven (L₂) bei *B. subtilis* behandelten Pflanzen

Nematoden nehmen Reize wie Änderung der Temperatur, des elektrischen Potentials, des CO₂-Gradienten usw. aus ihrer Umgebung mit Hilfe ihrer Sinnesorgane wahr. PEACOCK (1961) fand die Bedeutung von Anlocksubstanzen für die Wirtsfindung und das Eindringen der Wurzelgallennematoden heraus. Aus der Literatur geht hervor, daß Wurzeln von Wirtspflanzen anziehend auf Nematodenlarven wirken (PEACOCK; 1959; BIRD, 1960; WALLACE, 1958, 1960; VIGLIERCHIO, 1961; DROPKIN & BOONE, 1966). Unter simulierten Feldbedingungen wanderten *Meloidogyne* spp.-Larven 50 cm horizontal und vertikal in 9 Tagen zu empfindlichen Tomatenpflanzen (PORT & NETSCHER, 1978). Die genauen Substanzen für die Anziehung der Nematoden scheinen jedoch nur zum Teil bekannt. Eine Anlockung der Nematoden geschieht allgemein durch die Wurzelausscheidungen der Wirtspflanzen (BIRD, 1960; CASTRO et al. 1989; CLEMENS et al., 1994) und CO₂ (unspezifischer Reiz) (KLINGLER, 1961, 1963; DUSENBERY & PLINE, 1986).

In den eigenen Versuchen wurde ein Attraktionstest als Sandblocktest nach KERSTAN & RÖPKE (1977) mit *M. incognita*- und *M. arenaria*-Larven (L₂) durchgeführt. Eine stärkere Anziehung der *M. incognita* und *M. arenaria*-Larven wurde durch die bakterisierten (mehr) bzw. *B. subtilis* KF-behandelten (aus der üb.- und st.-Phase) Pflanzen festgestellt.

Die Behandlung der Tomatensämlinge mit *B. subtilis* und dessen KF führte zu einem enormen Anstieg der Zahl der angelockten Larven zu den behandelten Pflanzen im Vergleich zu unbehandelten. Offensichtlich wurde das Anziehungsvermögen der Wurzelexsudate durch die Behandlungen positiv beeinflusst. Es ist aber auch denkbar, daß die Zusammensetzung der Wurzelexsudate durch die Behandlungen sowohl qualitativ als auch quantitativ verändert wurde. Eine Rolle könnte schließlich auch die CO₂-Abgabe durch die aktiven Bakterien sowie durch die Wurzel gespielt haben.

Nematoden werden aber nicht nur durch Ausscheidungen (Wurzelexsudate) der Wirtspflanzen, sondern auch durch räuberische Pilze angezogen (TOWNSHEND, 1964; BALAN & GERBER, 1972; MONOSON & RANIERI, 1972; BALAN et al. 1974, 1976, FIELD & WEBSTER, 1977; JANSSON, 1982). JANSSON & NORDBRING-HERTZ (1979) testeten die Anlockwirkung

von 14 nematodenzerstörenden Pilzen und fanden 10 Arten als anziehend heraus. Bei *A. oligospora* war die Anlockwirkung für Nematoden doppelt so stark wie bei anderen Bodenpilzen (JANSSON, 1982). Es bestand eine enge Korrelation zwischen dem Anziehungsvermögen und der räuberischen Aktivität nematophager Pilze, d.h. die Befähigung zur Attraktion von Nematoden wächst mit der Abhängigkeit von Nematoden als Nahrungsquelle (JANSSON & NORDBRING-HERTZ, 1979). Wahrscheinlich ist eine spezifische Gruppe von Wirkstoffen bzw. Ausscheidungen räuberischer Pilze für die Attraktion von Nematoden verantwortlich. Bekannt ist, daß z. B. Lektine eine wichtige Rolle bei der Erkennungsreaktion und dem Parasitierungsgeschehen spielen (DOWE, 1987).

In Wurzelexsudaten befinden sich sehr verschiedene Stoffgruppen, wie Aminosäuren und Kohlenhydrate. Hinzu kommen organische, aliphatische und aromatische Säuren, Indolderivate, Wachstumshormone, Proteine, Peptide, Polysaccharide, Alkohole, Ketone, flüchtige organische Säuren und Olefine (VANCURA, 1964; VANCURA & HANZLIKOVÁ, 1972; VANCURA & STOTSKY, 1971; 1976; SMITH, 1976; VANCURA et al., 1977).

Wurzelexsudate können die verschiedenen Stadien im Lebenszyklus von Phytonematoden durch Stimulierung bzw. Inhibierung des Larvenschlupfes, Aktivierung der Larven zur Häutung und Anziehung (Orientierung) der Nematoden zur Pflanzenwurzel beeinflussen (WALLACE, 1958; PERRY & CLARKE, 1981; MAGNUSSON, 1986). Nach BIRD (1960, 1962) spielen Wurzelexsudate eine dominierende Rolle bei der Orientierung der Nematoden. THORPE et al. (1947) und KLINGLER (1968) wiesen nach, daß einige der von der Wurzel ausgeschiedenen Aminosäuren wie Glutamin- (BIRD, 1959) und Asparaginsäuren (sehr geringe Konzentration) auch bei Drahtwürmern eine Orientierungsreaktion auslösen. Allerdings wirkte Glutaminsäure in höheren Aufwandmengen (z.B. 6000 ppm) abstoßend (KLINGLER, 1968). Die genannten Aminosäuren sind nicht als spezifisch für bestimmte Pflanzen anzusehen.

Die Bewegungen der Nematoden im Boden gliederte KÜHN (1959) in 2 Formen; nämlich in eine willkürliche und eine zielgerichtete Fortbewegung. Die gezielte Fortbewegung der Nematoden wird durch die genannten chemischen Reize (MOLTMANN, 1988) und CO₂ gesteuert (KÜHN, 1959; BIRD, 1960; CROLL, 1970; DUSENBERRY, 1987; PLINE & DUSENBERRY, 1987).

B. subtilis besiedelt die Wurzeloberfläche aktiv. Die Wurzelexsudate dienen dabei als Nährstoffquelle für das Bakterium. *B. subtilis* selbst scheidet aber auch bestimmte Metabolite wie Antibiotika, Siderophoren, Enzyme usw. aus. Diese Stoffe könnten ebenfalls zur Anziehung der Larven beigetragen haben und/oder das Bakterium könnte bestimmte Stoffe aus den Wurzelexsudaten abgebaut haben.

Ein spezieller Faktor aus Wurzelausscheidungen für die Nematodenanziehung ist nach LUNG (1994) das Vorhandensein von Phytosiderophoren. Im Bio-Test mit isolierten Phytosiderophoren zeigten diese Substanzen eine sehr hohe Attraktionswirkung auf die Infektionsstadien von *Heterodera avenae*. Allerdings war die Wirkung konzentrationsabhängig. Höhere Konzentrationen $> 0,0016\mu\text{g/ml}$ bzw. $0,047\text{ nmol/ml}$) wirkten sich eher repellent aus (LUNG, 1994). Die von *B. subtilis* beispielsweise gebildeten Siderophoren könnten auch eine Rolle für die Anlockung der *M. arenaria*-Larven gespielt haben.

NORDMEYER & SIKORA (1983) schrieben über eine höhere Zahl eingedrungener *Heterodera daverti*-Larven in die Wurzeln von *Trifolium subterraneum*, die dem Kulturfiltrat von *Fusarium avenaceum* kurz ausgesetzt waren (7,5 Minuten). Die Autoren machten eine Erleichterung des Eindringens der Nematoden durch die Behandlung dafür verantwortlich.

Bemerkenswert bei den eigenen Untersuchungen war beim Anlocktest die Konzentrationsabhängigkeit von *B. subtilis* (Bakterientiter) auf die Attraktion der *Meloidogyne*-Larven. Höhere Bakterientiter lockte mehr Nematoden als niedrigere. Bei höheren Bakterientitern (10^9 cfu/ml) scheinen mehr Bakterien an der Wurzeloberfläche angehaftet, als bei 10^7 cfu/ml. Eine größere Bakterienpopulation könnte auch zu einer stärkeren Verstoffwechselung an der Wurzeloberfläche und Abgabe von CO_2 geführt haben.

Die Bedeutung der Vitalität der Sämlinge für die Nematodenattraktion wurde besonders deutlich bei der $\text{BS}_3\text{-KNO}_3$ - (10^9 cfu/ml) und KNO_3 -Behandlung, wobei die alleinige KNO_3 -Behandlung eine phytotoxische Wirkung ausübte und damit die Anziehung der Sämlinge auf die *Meloidogyne*-Larven stark herabsetzte. Weniger vitale Pflanzen geben geringe Mengen

CO₂ ab und scheiden auch weniger Wurzelexsudate (andere Quantität und Qualität) aus. Das Anziehungsvermögen der Pflanzen wurde dadurch verringert.

Es läßt sich ein positiver Zusammenhang zwischen der Anzahl der zu den Pflanzen gewanderten Larven und der eingedrungenen feststellen.

Dieses Phänomen (Attraktion von *B. subtilis* behandelten Pflanzen) könnte eine große Bedeutung in der biologischen Bekämpfung von Nematoden haben, wenn dies in Verbindung mit anderen Maßnahmen angewendet wird. Hierfür sind allerdings noch weitere umfangreichere Untersuchungen unter Feldbedingungen bzw. mit anderen Nematoden notwendig.

Im Anlocktest beobachtete CLEMENS et al. (1994) bei *Heterodera schachtii*-Larven ein gezieltes Such- und Eindringungsverhalten als Reaktion auf unspezifische Reizgradienten, wie CO₂ und elektrische Potentiale. Durch die Applikation der Rhizobakterien *Agrobacterium radiobacter* und *Bacillus sphaericus* wanderten die *G. pallida*-Larven stärker zu den behandelten Pflanzen im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (RACKE & SIKORA; 1992; HASKY-GÜNTHER, 1996). Obwohl sich viele Larven in der Wurzelnähe der bakteriisierten Pflanzen aufhielten, konnte keine Korrelation zwischen dem Eindringungs- und Wanderverhalten festgestellt werden (HASKY-GÜNTHER, 1996). Die Autorin begründete dies so, daß die Bakterienbehandlungen das Eindringen der *G. pallida*-Larven verhinderten. Die behandelten Pflanzen boten den Larven keine entsprechenden Reize für das Eindringen.

OOSTENDROP & SIKORA (1990) führten ähnliche Versuche mit verschiedenen Rhizobakterien durch und untersuchten ihren Einfluß auf das *H. schachtii*-Larvenverhalten an Zuckerrüben. Das Eindringen der Larven in die Wurzel wurde bei Bakterisierung verringert. Sie erklären dies mit der Blockierung des Erkennungsprozesses für die Nematoden durch die Bakterien. Hinweise über die Bedeutung der Kohlenhydrat-Lektin-Wechselwirkungen für die Spezifität biologischer Erkennungsphänomene liegen vor (DALY, 1984; ZUCKERMANN & JANSSON, 1984).

CLEMENS et al. (1994) verglichen die Aktivität der mit Nichtwirts- und Wirtspflanzenexsudaten behandelten *H. schachtii*-Larven. Die Behandlung der Larven mit

Exsudaten der Wirtspflanzen stimulierte ihre Aktivität. Dagegen zeigten die mit Nichtwirtspflanzenexsudaten behandelten Larven geringere Mundstachelbewegungen. Die Autoren vermuten, daß das Eindringungsverhalten an der Wurzeloberfläche von speziellen, sogenannten Semochemikalien gesteuert wird und diese bei Nichtwirtspflanzen fehlen.

Einige Publikationen lassen die Vermutung zu, daß es sich bei den attraktiv wirkenden Faktoren nicht um spezifische handelt. So konnten z. B. GADD & LOOS (1941) eine Anziehung von Nematoden auch zu Nichtwirtspflanzen feststellen. DICKINSON (1959) kommt bei *H. schachtii* zur Auffassung, daß sich die Spezifität für besondere Wirtspflanzen erst zeigt, wenn die Wurzel erreicht und der Stachel eingestoßen ist. Allerdings sprechen die Ergebnisse von SHEPHERD (1959) dagegen, wo die Larven verschiedener *Heterodera*-Arten in alle Wurzeln gedrungen waren, mit denen sie in Kontakt kamen, auch wenn sich diese nicht für Nahrung eigneten.

Die Mechanismen der Resistenz von Tomatensorten (Mi-Gene) gegen *M. javanica*, *M. incognita* und *M. arenaria* basieren auf dem Auftreten einer Hypersensitivitätsreaktion (DROPKIN, 1969) und einer geringeren Attraktivität der Sorten für Nematoden (PEACOCK, 1959; BREMBERG & LUNG, 1989). Für eine geringere Attraktivität der resistenten Pflanzen bei Tomaten und Erdnüssen sprechen nicht die Untersuchungen von PORT (1976), in denen der Autor sowohl für resistente als auch empfindliche Sorten eine vergleichbare Anziehung der *Meloidogyne* spp.-Larven feststellte. Andererseits zeigten Wurzelexsudate von *Meloidogyne*-resistenten Tabak- und Tomatensorten höhere nematizide Eigenschaften. Es konnten weniger Larven schlüpfen im Vergleich zu empfindlichen Sorten (SCHUKLA et al., 1988). Die nematiziden Eigenschaften der Wurzelexsudate korrelierten mit dem Gehalt an freien Aminosäuren (Cystine).

PERRY (1994) schrieb über die Möglichkeit der Entwicklung von neuen Nematodenbekämpfungsstrategien, die auf dem Chemosensormechanismus der Nematoden basieren. Der Autor stellt sich vor, daß man die Sensorrezeptoren stören könnte, um bestimmte Phasen des Lebenszyklus der Nematoden, wie Wirtspflanzenlokalisierung, Fortbewegung bzw. Wanderung zu Nahrungsaufnahmeorten oder Kopulation zu verhindern. Über die Sinnesorgane von Nematoden ist sehr wenig bekannt (PERRY, 1994). Die Existenz eines Glycoproteins (gp32, Mr 32 kDa) wurde in der Region von Amphiden (primäres

Chemosensororgan) von *M. incognita*-Larven und weiterer fünf Arten nachgewiesen (STEWART et al., 1993A). Eine Inkubation der infektiösen Larven, in dem polyklonalen Antiserum von pg32, führte zu einer signifikanten Reduzierung der Orientierung der Nematoden zu den Wirtspflanzen hin (STEWART et al., 1993B). Es wurde keine ähnliche Immunoaktivität bei weiteren 8 untersuchten Gattungen, einschließlich *Globodera* und *Heterodera*, festgestellt.

Wirkung von *B. subtilis* KF auf die Mortalität von *M. arenaria*-Larven

Oft wird die Antibiose als Wirkmechanismus der Rhizobakterien gegen Pathogene angegeben. Diese Wirkung basiert dabei meist auf bakterienbürtigen Metaboliten, wie Antibiotika, Siderophoren, Toxinen und Enzymen. *B. subtilis* bildet in der endlogarithmischen und stationären Fermentationsphase zahlreiche Peptidantibiotika.

In eigenen Untersuchungen führte die Kultivierung der *M. arenaria*-Larven in den 50%igen *B. subtilis*-KF und Nährmedium (Landy-Medium) zu einer Mortalität von 72% nach 2 Tagen mit der Ausnahme der KF aus der stationären Phase. Im weiteren Versuchsverlauf ergab sich eine Mortalitätsrate von 100% nach 3 Tagen bei allen KF- und LM-Behandlungen. Im Wasser lag die Mortalitätsrate 3 Tage nach Versuchsbeginn nur bei 15%.

Normalerweise werden Lipopeptidantibiotika vom Iturin-, Fengymycin- und Surfactin-Typ und das Cyclopeptid Mycobacillin (LOEFFLER et al., 1990; BESSON, 1994; OHNO et al., 1995) in der stationären Wachstumsphase des Rhizobakteriums *B. subtilis* gebildet und dürften demzufolge in entsprechenden KF in größeren Mengen zu finden sein, als in den KF der anderen Wachstumsphasen. Wenn diese Substanzen für die Mortalität der Larven verantwortlich gewesen wären, hätte sich im KF der stationären Phase das am deutlichsten zeigen müssen. Das Gegenteil war jedoch der Fall.

Die osmotischen Drücke der KF aus den drei Wachstumsphasen (log. Phase=207, Übergangsphase=136, stat. Phase=105 und LM= 164 mmol/kg) nehmen mit steigender Kulturdauer ab. Dieser Wert ist im KF der st.-Phase am geringsten. Hinzu kommt, daß auch

die Verunreinigung der Testflüssigkeiten mit Mikroorganismen in dieser Phase relativ gering blieb. Dies könnte mit der höheren Antibiotikakonzentration zusammenhängen.

Generell ließ sich eine Beziehung zwischen der Antibiotikaproduktion bzw. einer Toxinproduktion *in vitro* und der hemmenden Wirkung *in vivo* bei Nematoden oft nicht feststellen (RACKE, 1988). So fand OOSTENDROP (1986A) auch keinen Zusammenhang zwischen den schlupfhemmenden Eigenschaften der untersuchten Bakterien gegenüber *Heterodera schachtii in vitro* und einer Frühbefallshemmung an bakterienbehandelten Zuckerrüben *in vivo*.

Eine Salzkonzentration von 300 mmol/kg Lösung von NaCl, KCl, CaCl₂ und Dextrose kann den *M. javanica*-Larvenschlupf (DROPKIN et al., 1958) verhindern. Jedoch blieben die Larven von *Meloidogyne* in diesem Test infektiösfähig selbst nach einem kurzen Aufenthalt in der Lösung von 1000 mmol/kg.

Das in Versuchen verwendete Landy-Medium enthält L-Glutaminsäure. Nach AL-SAYED & THOMASON (1988), TANDA et al. (1989) und OSMAN (1993) besitzt L-Glutaminsäure eine nematizide Eigenschaft gegenüber *Meloidogyne* spp. Die toxischen Konzentrationen der L-Glutaminsäure scheinen für *Meloidogyne*-Arten unterschiedlich zu sein (AL-SAYED & THOMASON, 1988). Bei einer Konzentration von 1000 ppm lag die Mortalitätsrate von *M. incognita*-Larven nach 3 Tagen bei etwa 29% (AL-SAYED & THOMASON, 1988). Nach OSMAN (1993) lag die Mortalitätsrate nach 7 Tagen und gleicher Konzentration bei 73%.

In 50%igem Landy-Medium ist eine Konzentration von 2500 ppm Glutaminsäure zu finden. Hingegen enthalten die 50%ige KF aus der log.-Phase, -üb.-Phase und -st.-Phase jeweils 1635, 1545 und 6 ppm. In sehr geringer Konzentration wirkt Glutaminsäure wieder anziehend auf die Nematoden (THORPE et al., 1947).

Es scheinen deshalb in den eigenen Versuchen bei der Mortalität der Nematodenlarven durch *B. subtilis* KF mehrere Faktoren, wie die Glutaminsäure, mikrobielle Verunreinigung der Testflüssigkeit, der Osmotische Druck sowie noch andere Einflußgrößen verantwortlich zu sein. Bei geringeren Konzentrationen der KF und des Landy-Mediums (10% und 1%) wurde

entsprechend keine Wirkung auf die *M. arenaria*-Larven festgestellt. Hier müßte auch mit der 5- und 50fachen Verringerung der genannten Faktoren gerechnet werden.

Wirkungen der Anwendung einer Kombination von *B. subtilis* (FZB 24®) mit *Arthrobotrys supera* gegen *M. arenaria*

Eine Möglichkeit zur Sicherung und Erhöhung der Effektivität des Einsatzes von Antagonisten bzw. Nutzorganismen ist die Kombination von zwei oder mehreren Organismen bzw. Stämmen mit sich möglichst ergänzender Wirkung (SCHROTH & HANCOCK, 1981). Die Effektivität der Kombination von organischen Zusätzen mit Rhizobakterien bzw. nematophagen Pilzen wurde mehrmals nachgewiesen (MITTAL et al., 1995). KOMMEDAHL & NEW (1975) sehen in der Mischung von Antagonisten besonders dann einen Vorteil, wenn die Organismen unterschiedliche Fähigkeiten besitzen, ungünstige Umweltbedingungen, wie z. B. Trockenheit oder Nässe zu überstehen. Durch eine Kombination solcher Eigenschaften würde ein biologisches Bekämpfungssystem unabhängiger von Umwelteinflüssen und damit stabiler (COOK & BAKER, 1983).

Die Behandlung des Substrates mit dem nematodenfangenden Pilz *Arthrobotrys supera* führte zu keinem Einfluß auf das Wachstum der Pflanzen. Hingegen wurde eine signifikante Reduzierung des *M. arenaria*-Befalls (Gallen/Wurzelsystem um 32%) durch *A. supera* erreicht. Dies ist jedoch für die praktische Nutzung zu wenig. Der Befund stimmt tendenziell mit den Ergebnissen von JACOBS (1997) und COLOMBO et al. (1996) überein. Die Wirksamkeit von *A. supera* lag weit hinter der des chemischen Nematizides Fenamiphos zurück (COLOMBO et al., 1996). Durch die Kombination von *B. subtilis* und *A. supera* wurde die Wirksamkeit von *A. supera* gegen den *M. arenaria*-Befall weiter reduziert. Es wurden nur noch 19 % weniger Gallen ausgezählt im Vergleich zu *A. supera* allein. Die fungizide- bzw. fungistatische Wirkung von *B. subtilis* FZB 14 wurde auf Agar getestet. Hier wurde eine Hemmung des Pilzes durch das Bakterium um 52% (AHMED, 1993) festgestellt. Die antagonistische Wirkung von *B. subtilis* gegen Pilze wurde mehrfach nachgewiesen (siehe 2.3.). Es scheint, daß die Wirkung von *B. subtilis* im Vergleich zu dem nematodenfangenden Pilz überwogen haben könnte. So wurde bereits nachgewiesen, daß *B. subtilis* den *Meloidogyne*-Befall fördert (BOCHOW & AHMED, 1996). Eine kombinierte Applikation von *A.*

superba und *B. subtilis* ist demnach zumindest gegen *Meloidogyne* spp. nicht zu empfehlen. Obwohl keine Versuche mit dem kombinierten Einsatz beider Organismen gegen *Pratylenchus penetrans* durchgeführt wurden, erscheint es jedoch denkbar, daß hier eine zumindest additive Wirkung gegen diese detiorativ wirkenden Nematoden zu erwarten ist.

Durch die kombinierte Anwendung von *B. subtilis* und *Paecilomyces lilacinus* konnten SIDDQUI & MAHMOOD (1993) einen Wurzelfäulekrankheitskomplex, bedingt durch *M. incognita* Rasse 3 und *Macrophomia phaseolina*, besser bekämpfen als durch alleinige Anwendung. Ferner berichten ZAKI & MAQBOOL (1991) über eine sehr beachtliche Befallsreduktion von *Meloidogyne* durch den Einsatz von *Pasteuria penetrans*, *Paecilomyces lilacinus* und *Talaromyces flavus*. Außerdem wurde das Pflanzenwachstum dadurch gefördert.

WELLER & COOK (1983) erzielten durch die Mischung 2 verschiedener *Pseudomonas*-Stämme zum Teil eine bessere Hemmung des *Gaeumannomyces graminis*-Befalls von Weizen als durch die getrennte Applikation der Stämme. Während Untersuchungen von BURR et al. (1978) und KLOPPER (1983) zeigten, daß die Mischungen von Bakterien in einigen Fällen auch schlechter wirkten als Einzelbehandlungen.

Eine kombinierte Anwendung von Nutzorganismen mit organischen Zusätzen wird bereits mit Erfolg praktiziert. Viele Autoren berichten über die besondere Wirksamkeit bei der Anwendung nematophager Pilze und spezieller organischer Substanzen zur Unterdrückung von verschiedenen Nematodenarten (RODRIGUEZ-KABANA, 1986; DOWE, 1987; STIRLING, 1991; ALI, 1992).

Einfluß synthetischer Phytohormone auf den *M. arenaria*-Befall

Die Bildung von „Riesenzellen“ (Syncytien) wird als Voraussetzung für eine normale und erfolgreiche Vermehrung von Wurzelgallennematoden angesehen. Die Entstehung der Riesenzellen erfolgt durch Vergrößerung der Zellen (Mitose - Vermehrung der Organellen) ohne sich zu teilen. Ihre Entstehung (4-7 Zellen) ist mit einer enorm hohen Protein-, RNA- und DNA-Synthese verbunden (ENDO & VEECH, 1970; VEECH & ENDO, 1970). Die Zellen um die Riesenzellen teilen und dehnen sich aus und tragen damit zur Gallenbildung bei. Bei diesen Prozessen spielen Phytohormone eine Schlüsselrolle.

Viele Untersuchungen wurden mit exogener Applikation von Phytohormonen bzw. Wachstumsregulatoren gegen Nematoden durchgeführt.

Aus den eigenen Ergebnissen der *in vitro* Untersuchungen wurde deutlich, daß die getesteten Phytohormone (IAA und Kinetin) und der Auxin-Präkursor Indol-3-ylpyruvatsäure (IPyA) in den geprüften Konzentrationen keine Wirkung auf die Mortalität der *M. arenaria*-Larven (L₂) hatten. Dies belegt die nicht nematiziden Eigenschaften dieser Substanzen. Die anschließenden *in vivo* Versuche zeigten recht variable Ergebnisse. Die IAA-Applikation führte wie erwartet zu einer Befallssteigerung (Eier/Larvenanzahl 12-24%) gegenüber der unbehandelten Kontrolle. Hingegen wurden durch Kinetin variable Effekte von einer Verminderung bis zu keiner Wirkung festgestellt. Mit der Kombination der beiden Phytohormone wurde eine Steigerung der Eier/Larvenanzahl um 23% im Vergleich zu Kontrolle ermittelt. Die recht hohe Variabilität der Versuchsergebnisse liegt wahrscheinlich in der differenzierten Aufnahmefähigkeit der Phytohormone durch die Pflanzen begründet. Hinzu kommt, daß nicht einzelne Phytohormone für die zur Frage stehenden Prozesse entscheidend sind, sondern die gesamte „Phytohormonbalance“ in der Pflanze. In weiteren Untersuchungen sollte dies, bezogen auf gestaffelte Konzentrationen und Kombinationen von Phytohormonen, weiter geprüft werden. Es läßt sich jedoch aus den eigenen Befunden ableiten, daß man die wachstumsfördernde Wirkung und die damit verbundene Förderung eines *Meloidogyne*-Befalls durch eine Wurzelbakterisierung mit *Bacillus subtilis* auf die von den Bakterien als Stoffwechselprodukt ausgeschiedenen z. T. phytohormonal wirkenden Substanzen (IPyA, G3-Fraktion) zurückführen kann (ALEMAYEHU, 1997; DOLEJ, 1998)

KOCHBA & SAMISH (1971) konnten durch die Applikation von Auxin und Kinetin die Riesenzellenbildung durch *Meloidogyne* spp. bei resistenten Pflanzen fördern. Ebenfalls wurde durch Zufuhr exogener Cytokinine die Aufhebung vorhandener Resistenzen bei verschiedenen Kulturpflanzen gegen *Phytophthora infestans* (BECKMAN & INGRAM, 1994), *M. incognita* (DROPKIN et al., 1969) sowie gegen *Pseudomonas tabaci* (NOVACKY, 1972) erreicht. Die Resistenz der Pflanzen äußerte sich dabei durch hypersensitive Reaktionen, die durch Cytokinine aufgehoben wurden. Resistente Pfirsichunterlagen verloren ebenfalls ihre Widerstandsfähigkeit gegen Wurzelgallennematoden durch eine Kinetin- oder eine NAA-

Applikation. Beide Substanzen erzeugten eine synergistische Wirkung auf die Nematodenvermehrung (KOCHBA & SAMISH, 1971).

ORION (1974), PRASAD & SETTY (1974) und PRASAD et al. (1976) fanden heraus, daß retardierende Pflanzenwachstumsregulatoren, wie Maleinhydrazide, Phosphon (Tributyl-2,4, dichlorobenzylphosphoniumchlorid) und CCC (Chlorocholin-Chlorid) die Entwicklung von *M. incognita*, *M. hapla* und *M. javanica* an Tomate und Tabak negativ beeinflussten. Hingegen förderten Cytokinin- und NAA-Applikationen in Kombination die Gallenbildung und Nematodenpopulation (SAWHNEY & WEBSTER, 1975). Ferner registrierten MJUGE & VIGLIERCHIO (1975) durch Gießen von IAA an Tomaten ein normales Sproßwachstum, eine Verdreifachung des Wurzelwachstums und eine Verfünfachung der Gallenanzahl durch *M. incognita*. Bei *M. hapla* wurde hingegen kein Unterschied festgestellt. Bei einer Blattapplikation von Phytohormonen vor der *Fusarium*-Inokulation konnte eine Resistenz gegen die *Fusarium*-Welke an Tomate induziert werden (DAVIS & DIMOND, 1953, 1956).

Es wurde oft darüber geschrieben, daß nematodenbefallene Pflanzen höhere Phytohormongehalte, insbesondere Auxin und Cytokinine (STANDEN & DIMALLA, 1977) aufweisen.

Pflanzliche Enzymaktivität

Während einer Wirt-Parasit-Interaktionen bzw. Behandlung der Wirtspflanzen mit Agenzien kommt es zu Veränderungen, die sich biochemisch nachweisen lassen. Es können neue Proteine, wie die sogenannten Pathogenesis Related-Proteine (PR-Proteine) verstärkte bzw. verringerte Aktivitäten zeigen.

Als wichtige Marker induzierter Resistenz gegen pilzliche Pathogene werden häufig PR-Proteine wie β -1,3-Glucanasen, Peroxidasen und Chitinasen aufgeführt (HAMMERSCHMIDT & KUC, 1995). Es wurden ebenfalls Anreicherungen von Phytoalexinen, Salicylsäure und Phenylalanin-Ammoniumlyase (PAL) beobachtet (SEKIZAWA, 1981; HAMMERSCHMIDT & KUC, 1995; THIERON, et al., 1995). In einigen Fällen wurde zwar eine Resistenz induziert, aber keine Anreicherung bzw. Steigerung der Enzymaktivitäten erreicht. Dies zeigt, daß die genannten Marker keine zuverlässigen Parameter für eine induzierte Resistenz bzw. Toleranz sind.

In den eigenen Versuchen wurde die Chitinase- und Peroxidaseaktivität durch die *B. subtilis*-Behandlung (BS₃-QS) bei nicht mit *M. arenaria* inokulierten Pflanzen um 20% bzw. 50% gesteigert. Dagegen nahmen diese Aktivitäten jeweils um 3 und 10% bei *M. arenaria* befallenen Pflanzen ab. Der auf KNO₃-Basis formulierte *B. subtilis* hingegen, beeinflusste die Enzymaktivitäten ganz anders. So wurde die Chitinase- und Peroxidaseaktivität bei nicht mit *Meloidogyne* inokulierten (gesunden) Pflanzen jeweils um 8 und 6% verringert und bei *Meloidogyne* befallenen Pflanzen stiegen die Werte um 53% bzw. 46% gegenüber der Kontrolle an.

Aus verschiedenen Untersuchungen ist bekannt, daß die genannten Enzyme z. T. eine hemmende Wirkung auf das Myzelwachstum von phytopathogenen Pilzen haben. Hingegen stellen Nematoden keine vergleichbaren Ausgangssubstrate dar. Allerdings wurden vier Peroxidase-Isoenzyme aus adulten Weibchen von *M. incognita* und *M. javanica* isoliert (IBRAHIM, 1991). Nur adulte Weibchen, von *Meloidogyne* und *Globodera rostochiensis* sowie *G. pallida* zeigten Peroxidaseaktivitäten. Hingegen wurde keine Aktivität bei Männchen, Eiern, *Ditylenchus dipsaci* und freilebenden Nematoden (*Cephalobus*, *Panagrellus redivivus* und *Turbatrix aceti*) festgestellt (IBRAHIM, 1991). Chitin ist nur in den Eiern zu finden. Die Rolle der genannten Enzyme in der Interaktion Pflanze - *B. subtilis* - Nematoden kann als noch nicht zufriedenstellend geklärt, angesehen werden. Deshalb lassen sich die selbst beobachteten Ergebnisse nach dem derzeitigen Stand der Forschung nur unzureichend interpretieren.

Eine Inkubation von Wurzelgallennematoden-Larven (L₂) in verschiedenen Enzymen (Protease, β -Galactosidase, Trypsine, α -Chymotrypsine, Chitinase, α - & β -Glucosidase und Lipase) führte zu unterschiedlichen Reaktionen der Larven hinsichtlich ihres Eindringungspotentials in die Tomatenwurzel. Protease reduzierte sehr stark die Anzahl der eingedrungenen Larven. β -Galactosidase dezimierte ihre Anzahl um die Hälfte im Vergleich zur Kontrolle. Hingegen zeigten die anderen Enzyme, einschließlich Chitinase, nur sehr geringe bis keine Aktivität (DALMASSO & TOURNAY, 1990).

Nach MOLINARI (1991) unterschied sich das Isoperoxidaseaktivitätsniveau und dessen Induktionsorte bei resistenten und empfindlichen Sorten gegen Nematoden. Beispielsweise

wurde eine Peroxidaseaktivität (Syringaldazinoxidase) in Zellwänden durch *M. incognita* bei resistenten Sorten merkbar gesteigert. Die Peroxidase beteiligt sich bei der Lignineinlagerung (Lignifizierung der Zelle) in den Pflanzen. Hingegen wurden bei empfindlichen Sorten zytoplasmatische Enzyme, wie die p-Phenyldiamin-Pyrocatechol (PPD-PC)-Oxidase gesteigert, die primär bei der Ethylenproduktion beteiligt ist. Nach MOLINARI (1991) wurde keine Änderung bei Zellwand-Isoperoxidasen beobachtet. Nach ZACHEO et al. (1996) besteht ein enger Zusammenhang zwischen Empfindlichkeit der Pflanzen gegen Wurzelgallennematoden, die durch höhere Temperatur ausgelöst wurde (34 °C bei Tomate), und einer reduzierten bis zu keiner Änderung der Peroxidase-Aktivität. ZACHEO et al. (1996) konnten ebenfalls eine Abnahme der Lignifizierung feststellen. Nach ZACHEO et al. (1993) wurde die Peroxidaseaktivität von 4 empfindlichen Tomatenlinien durch Nematodeninfektion nur gering erhöht. Hingegen wurde bei resistenten Linien die Enzymaktivität verdoppelt. Nach MOTE (1989) verläuft die Lignifizierung der Wurzelzellen viel schneller bei resistenten Pflanzen als bei empfindlichen.

Ebenfalls stellte AMALRAJ (1996) eine positive Korrelation zwischen einer Erhöhung der Enzyme Lyxoxygenase, Peroxidase, Polyphenoloxidase (Catecholoxidase) und Phenylalanin-Ammoniumlyase (PAL) und der Resistenz der Pflanzen bei einer *G. pallida*-Inokulation bzw. Verletzung fest. Die Aktivität der drei zuletzt genannten Enzyme nahm nach Nematodeninokulation und Verletzung mit der Zeit zu. Hingegen nahm die Aktivität der Lyxoxygenase ab. Peroxidase wird mit vielen Vorgängen der Pathogenese, wie Ligninproduktion, aktive Sauerstoff-Reinigung sowie Produktion und Regulierung der Phytohormone in Verbindung gebracht (BAKER et al., 1997). Trotz allem bleiben die beteiligten Mechanismen der Peroxidase klärungsbedürftig. Offenbar ist der gesamte Enzymgehalt (Peroxidase, PAL, Lyxoxygenase und Polyphenoloxidase) bei resistenten Tomatenpflanzen viel höher als bei empfindlichen. Dies zeigt die Bedeutung dieser Enzyme als Marker für die Auswahl und Selektion resistenter Pflanzenlinien (AMALRAJ, 1996).

So könnte man PAL-Aktivitäten und den Phenolgehalt (gesamt) sowie das Mono/Poly-Verhältnis im Volumen untersuchen, um mehr Informationen über die induzierte Resistenz/Toleranz zu bekommen.

Mit *M. hapla* infizierte Möhrenpflanzen wurden nach 4 Monaten auf ihre PAL- und Ribonucleaseaktivität hin untersucht. Es wurde eine 50%ige Reduktion in den vergallten Seitenwurzeln im Vergleich zu nicht infizierten Pflanzen festgestellt (CHYLINSKA & KNYYPPL, 1975). Die Autoren begründeten dies mit der Abnahme der Ligninbiosynthese, die zur verbesserten Zellausdehnung und Hypertrophie der Rinde führen kann.

Durch Vorbehandlung von jungen Weizenpflanzen (*Triticum aestivum*) mit dem Fungizid Epoxiconazole - BAS 480F für 8 Tage erzielten SIEFERT et al. (1996) eine systemisch induzierte, dosisabhängige Stimulation der Enzymaktivität bei Chitinase und β -1,3-Glucanase in Sproßgewebe. Dagegen wurde keine Erhöhung der Enzymaktivität im Wurzelgewebe festgestellt.

Exogene Phenole wie Zimtsäure, Catechol und Salicylsäure induzierten eine Resistenz bei empfindlichen Tomaten gegen *M. javanica*, wenn sie als Substrat-, Wurzelbehandlung, prä- und postinokulative-Blattapplikation angewandt wurden. Der gesamte Phenolgehalt in den Wurzeln von empfindlichen behandelten Pflanzen glich dem Gehalt resistenter Pflanzen (SITARAMAIAH & PATHAK, 1979).

7. Zusammenfassung

Der Einfluß des Rhizobakteriums *Bacillus subtilis* FZB 24[®] und des Antagonisten *Arthrobotrys superba* auf den Pflanzenbefall von *Meloidogyne* spp. und *Pratylenchus penetrans* wurde untersucht.

Der *B. subtilis* Stamm FZB 24[®] bewirkte eine Wachstumsförderung der Pflanzen. Ferner wurde der *Meloidogyne*-Befall sowohl in gedämpftem als auch in ungedämpftem Erdsubstrat gefördert. Trotz des verstärkten Befalls und der Vermehrung der Nematoden wurden die Schäden von Wurzelgallennematoden durch die Bakterisierung bzw. Düngung (KNO₃) kompensiert (z.T. darüber hinaus). Es wurde durch die Bakterisierung der Pflanzen bzw. der KNO₃-Düngung eine Toleranz gegen Wurzelgallennematoden induziert.

Der Einsatz des Pflanzenstärkungsmittels *B. subtilis* FZB 24[®] auf mit Wurzelgallennematoden verseuchten Flächen ist deshalb nicht ratsam, es sei denn, man will diese Pflanzen als Fangpflanzen verwenden und rechtzeitig beseitigen.

Es wird somit ersichtlich, daß die Beurteilung des biologischen Stärkungsmittels *B. subtilis* FZB 24[®] gegen verschiedene phytopathogene Nematoden unterschiedlich bewertet werden muß.

So führte der Einsatz von *B. subtilis* (Stämme FZB 24[®] und S18) gegen *P. penetrans* zur leichten Verminderung des Befalls bzw. der Nematodenvermehrung (statistisch nicht signifikant) gedeutet als induzierte Resistenz. Hinsichtlich der Wirkung beider *B. subtilis* Stämme gegen *P. penetrans* wurde kein Unterschied festgestellt. KNO₃ reduzierte ebenfalls die Population der Wurzelläsionsnematoden.

Der Einsatz „antibiotikafreier“ Kulturfiltrate von *B. subtilis* FZB 24[®] insbesondere aus der Übergangsphase und der stationären Phase führte bei Wurzelgallennematoden ebenfalls zu induzierter Toleranz. Es wurde keine direkte Wirkung der komplexen Kulturfiltrate (KF) auf die Mortalität der *M. arenaria*-Larven (L₂) festgestellt.

Die G₃-Fraktion als proteines Stoffwechselprodukt von *B. subtilis* FZB 14 zeigte weder eine Wirkung auf das Pflanzenwachstum noch auf den Wurzelgallennematodenbefall. Der Resistenzinduktor Bion[®] (10⁻⁵ M) zeigte ebenfalls keine Wirkung. Allerdings war Bion[®] bei einer 10⁻⁴ M Konzentration phytotoxisch. Eine Etiolierung der Pflanzen war sichtbar. Eine Befallsminderung (bedingt durch die phytotoxische Wirkung) wurde bei dieser Konzentration festgestellt.

Durch die Wurzelbehandlung von Tomatensämlingen mit *B. subtilis* FZB 24[®] und den KF wurde eine verstärkte Anlockwirkung (Wanderung und Invasion) der *Meloidogyne*-Larven bewirkt. Allerdings war der Einfluß von *B. subtilis* stärker ausgeprägt als der seiner KF.

B. subtilis FZB 24[®] übte eine systemisch fördernde Wirkung auf den *Meloidogyne*-Befall aus, wobei es nicht unbedingt erforderlich ist, daß Wurzelgallennematoden und das Bakterium räumlich zusammentreffen. Die Wachstumsverbesserung und Befallsförderung mit Wurzelgallennematoden durch *B. subtilis* erfolgt auf systemischen Weg über die Pflanze.

Der Antagonist, *A. superba*, ist in der Lage eine gewisse Befallsminderung bei Wurzelgallennematoden zu erzielen. Durch die kombinierte Anwendung des Rhizobakteriums *B. subtilis* FZB 24[®] und des Antagonisten *A. superba* wurde allerdings die Wirkung von *A. superba* vermindert.

Synthetische Phytohormone wie IAA, Kinetin und die IAA-Vorstufe Indol-3-ylpyruvatsäure (IPyA) zeigten in Versuchen eine nur geringe Wirkung auf das Pflanzenwachstum. Hinsichtlich des *Meloidogyne*-Befalls wurde eine Nematodenvermehrung um 12-21% durch IAA und um 23% durch eine Kombination von IAA und Kinetin sowie ein variables Ergebnis bei Kinetin festgestellt. Es wurde keine direkte Wirkung synthetischer Phytohormone auf die Mortalität der *Meloidogyne*-Larven nachgewiesen.

Die Versuchsergebnisse werden mit dem einschlägigen internationalen Kenntnisstand bilanziert und in ihrer praktischen Bedeutung für die Nutzung von *B. subtilis* FZB 24[®] zur biologischen Nematodenbekämpfung diskutiert.

8. Literatur

- ABD-EL-MOITY, T.H.; ABOU-ZEID, N.M.; TAWFIK, A.E. 1990
Correlation between microbial populations in phylloplan of faba bean varieties and their reaction to *Botrytis fabae*. *Agricul. Research Review* **68(3)**:433-441
- ABELES, F.B.; BOSSHART, R.P.; FORRENCE, L.E.; HABIG, W.H. 1970
Preparation and purification of glucanase and chitinase from bean leaves. *Plant Physiology* **47**:129-134
- ABO-EL-DAHAB, M.K.; EL-GOORANI, M.A. 1964
Antagonistic effect of *Bacillus subtilis* strain upon *Erwinia amylovora*. *Phytopathology* **54**:1285-1286
- ABOU-SHAAR, M. 1988
Untersuchungen zur Bekämpfung der Tomatenkorkwurzelkrankheit (*Pyrenochaeta lycopersici* SCHNEIDER ET GERLACH) durch mikrobielle Antagonisten und Erhöhung der Pflanzenresistenz. Dissertation Humboldt-Universität Berlin
- ABRANTES, I.M.DE O.; SANTOS, M.S.N. DE A. 1990
Effects of temperature on embryogenic development of three populations of *Meloidogyne* spp. (Abstr.). *Nematologica* **36**:327-328
- AHMED, E. 1993
Untersuchungen zur Bekämpfung von Wurzelgallenälchen (*Meloidogyne* spp.) bei Tomate (*Lycopersicon esculentum* MILL.) durch den Einsatz von *Bacillus subtilis* (EHRENBERG) COHN als Saat- und Pflanzgutbehandlung. Diplomarbeit Landwirt.-Gärtnerische Fakultät, Humboldt-Universität Berlin
- AHMED, E.; BOCHOW, H. 1997
Toleranzinduktion durch Stoffwechselprodukte von *Bacillus subtilis* FZB C gegenüber *Meloidogyne*-Befall. *Berichte Biol. Bundesanst. H.* **27**:28-29
- AHMED, E.; BOCHOW, H.; HOFFMANN-HERGARTEN, S.; SIKORA, R.A. 1996
Einfluß einer Wurzelbehandlung mit *Bacillus subtilis* (FZB C) auf Invasion und Besiedlung von Wurzelgallennematoden (*Lycopersicon esculentum* - *Meloidogyne incognita*). *Mittlg. d. DPG Phytomedizin* **3**:29-30
- AHMED, S.S.; ALSAYED, A.A. 1991
Interaction between the vesicular-arbuscular mycorrhiza *Glomus macrocarpus* and *Meloidogyne incognita* infecting cowpea. *Ann. Agric. Science* **29(4)**:1765-1772
- AL-HAZMI, A.S.; SCHMITT, D.P.; SASSER, J.N. 1982
Population dynamics of *Meloidogyne incognita* on corn grown in soil infected with *Arthrobotrys conoides*. *J. Nematology* **14(A)**:44-50

AL-RASHID, M. 1988

Untersuchungen zur kombinierten biologisch-chemischen Bekämpfung der Schwarzen Wurzelfäule der Gewächshaushurke (*Phomopsis sclerotioides* KEST.). Dissertation Humboldt-Universität Berlin

AL-SAYED, A.A.; THOMASON, II. 1988

Meloidogyne incognita and tomato response to thiamine, ascorbic acid, L-glutamic acid. J. Nematology **20**:451-456

ALEMAYEHU, M. W. 1997

Untersuchungen über Vorkommen und Bedeutung Auxin- und Cytokininaktiver Stoffwechselprodukte bei phytosanitär wirksamen *Bacillus subtilis*-Isolaten. Dissertation Humboldt-Universität Berlin

ALI, A.H.H. 1992

The use of nematode trapping fungi and organic amendments to control root-knot nematodes. Nematol. Abstracts **61 (1)**:28

ALSRÖM, S. 1987

Influence of root-zone inhibiting bacteria on growth of plants and soil-born fungal pathogens. Växtskyddsnotiser **14**:1-40

AMALRAJ, S.F.A. 1996

Enzyme activity associated with resistance in potato to the early stage of *Globodera pallida* infection. Nematol. Abstracts **65(2)**:98

ANKE, H.; STADLER, M.; MAYER, A.; STEINER, O. 1995

Secondary metabolites with nematicidal and antimicrobial activity from nematophagous fungi and *Ascomycetes*. Can. J. Botany **73(1S)**:932-939

ANONYM 1997

Pflanzenschutzmittelverzeichnis. Teil 2 : Gemüsebau - Obstbau - Zierpflanzenbau. 39. Aufl., Biol. Bundesanst., Braunschweig

ASAKA, O.; ANO, T.; SHODA, M. 1996A

Persistence of *Bacillus subtilis* RB14 and its derivate strains in soil with respect to the Ipa-14 gene. J. Fermentation Bioengineering **81(1)**:1-6

ASAKA, O.; SHODA, M. 1996B

Biocontrol of *Rhizoctonia solani* damping-off of tomato with *Bacillus subtilis* RB 14. Appl. Environ. Microbiology **62(11)**:4081-4085

ATILANO, R.A.; MENGE, J.A.; GUNDY, S.D.VAN 1981

Interaction between *Meloidogyne arenaria* and *Glomus fasciculatus* in grape. J. Nematology **13**:52-57

BAKER, C.J.; DOMEK, J.M.; DEAHL, K. 1997

Peroxidase and oxygen metabolism: oxidative peroxidative and catalatic enzymatic modes. Phytopathology **87**:S6

- BAKER, C.J.; STAVELEY, J.R.; MOCK, N. 1985
Biocontrol of bean rust by *Bacillus subtilis* under field conditions. Plant Disease **69**(9):770-772
- BAKER, C.J.; STAVELEY, J.R.; THOMAS, C.A.; SASSER, M.; MACFALL, J.S. 1983
Inhibitory effect of *Bacillus subtilis* on *Uromyces phaseoli* and on development of rust pustules on bean leaves. Phytopathology **73**:1148-1152
- BALAN, J.; KRIIZKOVA, L.; NEMEC, P.; KOLOZSVARY, A. 1976
A qualitative method for detection of nematode attracting substances and proof of production of three different attractants by the fungus *Monacrosporium rutgerienseis*. Nematologica **22**:306-311
- BALAN, J.; KRIIZKOVA, L.; NEMEC, P.; VOLLEK, V. 1974
Production of nematode-attracting and nematicidal substances by predaceous fungi. Fol. Microbiology **19**:512-519
- BALAN, J.; GERBER, N.N. 1972
Attraction and killing of nematode *Panagrellus redivus* by the predaceous fungus *Arthrobotrys dactyloides*. Nematologica **18**:163-173
- BALTES, W. 1989
Lebensmittelchemie. Springer-Verlag, Berlin, Hamburg
- BARAKAT, F.M.; KARARAH, M.A.; MIKHAIL, M.S.; FOULY, H.M. 1985
Role of three species of bacteria in decaying garlic bulbs. Egyptian J. Phytopathology **17**(2):115-129
- BAYLISS, C.A.; WAITES, W.M.; KING, N.R. 1981
Resistance and structure of spores of *Bacillus subtilis*. J. Appl. Bacteriology **50**:379-390
- BECKER, J.O.; SCHROTH, M.N.; HANCOCK, J.G.; WEINHOLD, A.R.; GUNDY, S.D.VAN 1987
New methods of screening microorganisms deleterious to nematodes. Phytopathology **77**:1746
- BECKER, J.O.; ZAVALA-MEJIA, E.; COLBERT, S.F.; SCHROTH, M.N.; WEINHOLD, A.R.; HANCOCK, J.G.; GUNDY, S.D.VAN 1988
Effects of rhizobacteria on root-knot nematodes and gall formation. Phytopathology **78**:1466-1469
- BECKMAN, K.B.; INGRAM, D.S. 1994
The inhibition of the hypersensitive response of potato tuber tissues by cytokinins: similarities between senescence and plant defence responses. Physiology Molecular Plant Pathology **44**:33-50
- BECKMANN, M. 1995
Untersuchungen über den Einfluß von *Bacillus subtilis* FZB C-Kulturfiltraten auf Wurzelgallenälchen. Diplomarbeit Landwirt.-Gärtnerische Fakultät, Humboldt-Universität Berlin

BELAIR, G.; TREMBLAY, N. 1995

The influence of chitin-urea amendments applied to an organic soil on a *Meloidogyne hapla* population and on the growth of green tomato. *Phytoprotection* **76(2)**:75-80

BELDER, E.D.; JANSEN, E. 1994

Capture of plant-parasitic nematodes by an adhesive hyphae forming isolate of *Arthrobotrys oligospora* and some other nematode-trapping fungi. *Nematologica* **40**:423-437

BERGER, F.; LI, H.; WHITE, D.; FRAZER, R.; LEIFERT, C. 1996

Effect of pathogen inoculum, antagonist density, and plant species on biological control of *Phytophthora* and *Pythium* damping-off by *Bacillus subtilis* Cot1 in high-humidity fogging glasshouses. *Phytopathology* **86**:428-433

BERGESON, G.B. 1972

Concepts of nematode-fungus associations in disease complexes: a review. *Experimental Parasitology* **32**:301-314

BERKELEY, M.J. 1855

Vibro forming excrescences on the roots of cucumber plants. *Gard. Chron.* **14**:220

BESSON, F. 1994

Characterization of the surfactin synthase isolated from the *Bacillus subtilis* strain in producing iturin. *Biotech. Letters* **16(12)**:1269-1274

BESSON, F.; PEYPOUX, F.; MICHEL, G.; DELCAMBE, L. 1978

Identification of iturin group in various strain of *Bacillus subtilis*. *J. Antibiotics* **31**:284-288

BETTIOL, W.; BRANDAO, M.S.B.; SAITO, M.L. 1992

Control of bean rust with extracts and wettable powder of *Bacillus subtilis*. *Summa Phytopathologie* **18(2)**:153-159

BHATTACHARYA, G.; EINHORN, G.; BOCHOW, H. 1994

Effect of some antagonistic rhizobacteria and neem oil suspension on clubroot pathogen (*Plasmodiophora brassicae* WOR.). Unveröffentlicht, Landwirt.-Gärtnerische Fakultät, Humboldt-Universität Berlin

BIRD, A.F. 1959

The attractiveness of roots to the plant parasitic nematodes *Meloidogyne javanica* and *M. hapla*. *Nematologica* **4**:322-335

BIRD, A.F. 1960

Additional notes on the attractiveness of roots to plant parasitic nematodes. *Nematologica* **5**:217

BIRD, A.F. 1962

Orientation of the larvae of *Meloidogyne javanica* relative to roots. *Nematologica* **8**:275-287

BIRD, A.F. 1969

The influence of tobacco ring spot virus and tobacco mosaic virus on the growth of *Meloidogyne javanica*. Nematologica **15**:201-209

BIRD, A.F.; BRISBANE, P.G. 1988

The influence of *Pasteuria penetrans* in field soils on the reproduction of root-knot nematodes. Revue Nematologie **11**:75-81

BLENDER, E.D.; JANSEN, E. 1994

The influence of temperature, nutrition, light and the growth time of the mycelium on capture and infection of *Meloidogyne hapla* by *Arthrobotrys oligospora*. Fund. Appl. Nematology **17**(1):57-66

BOCHOW, H. 1989

Nutzung mikrobieller Antagonisten im biologischen Pflanzenschutz gegen pilzliche Wurzel- und Welkekrankungen bei der Produktion von Gemüse und Zierpflanzen in Gewächshäusern. Gartenbau **11**:338-340

BOCHOW, H. 1990

Biologischer Pflanzenschutz in Gartenbau: -Nutzung von Biotechnologie. Wiss. Z. Humboldt-Univ. Berlin, Reihe Agrarwiss. **39**:159-164

BOCHOW, H. 1991

Bacillus subtilis T99[®], a biocontrol agent of soil-borne fungal diseases of greenhouse crops. In: BEEMSTER, A.B.R.; BOLLEN, G.J.; GERLACH, M.; RUISSEN, M.A.; SCHIPPERS, B.; TEMPEL, A. (eds.): Biotic interactions and soil-borne diseases. Elsevier, Amsterdam pp. 236-240

BOCHOW, H. 1992

Phytosanitary effects of *Bacillus subtilis* as biocontrol agent. Med. Fac. Landbouww. Univ. Gent **57**:387-393

BOCHOW, H. 1995

Mode of action and practical use of *Bacillus subtilis* as complex acting bioproduct. In: MANKAU, M. (ed.): Environmental and biotic factors in integrated plant disease control. Phytopathological Society Poznan pp. 97-104

BOCHOW, H. 1998

Persönliche Mitteilungen, FG Phytomedizin/Angewandte Entomologie, Landwirtschaftlich-Gärtnerische Fakultät der Humboldt-Universität Berlin

BOCHOW, H.; AHMED, E. 1996

Einfluß einer Substratanreicherung mit *Bacillus subtilis* auf die Wirt-Parasit-Entwicklung Tomate-*Meloidogyne arenaria*. Mittlg. d. DPG Phytomedizin **1**:37-38

BOCHOW, H.; GANTCHEVA, K. 1995

Soil introductions of *Bacillus subtilis* as biological agent and its population and activity dynamic. Acta Horticulturae **382**:164-172

- BOWERS, J.H.; NAMETH, S.T.; RIEDEL, R.M.; ROWE, R.C. 1996
Infection and colonization of potato roots by *Verticillium dahliae* as affected by *Pratylenchus penetrans* and *P. crenatus*. *Phytopathology* **86**:614-621
- BOWERS, J.H.; PARKE, J.L. 1993
Colonization of pea (*Pisum sativum* L.) taproots by *Pseudomonas fluorescens*: Effect of soil temperature and bacterial motility. *Soil Biology Biochemistry* **25**:1693-1701
- BOWMAN, P.; BLOOM, R.J. 1966
Breaking the resistance of tomato varieties to *Fusarium* wilt by *Meloidogyne incognita* (Abst.). *Phytopathology* **56**:871
- BRADFORD, M.M. 1976
A rapid and sensitive method for the quantification of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye-binding. *Anal. Biochem.* **72**:248-254
- BRANNEN, P.M.; BACKMANN, P.A. 1994
Disease in *Fusarium oxysporum* f.sp. *vasifectum* incidence through use of *Bacillus subtilis* seed inoculants. Proceedings Worldwide Cotton Conference. Memphis TN 1244-1245. In: NEMEC et al. 1996
- BREMBERG, A; LUNG, G. 1989
Untersuchungen zur Resistenz verschiedener europäischer Tomatensorten gegenüber *Meloidogyne incognita*. *Nematologica* **35**:340-354
- BROADBENT, P.; BAKER, K.F.; FRANKS, N.; HOLLAND, J. 1977
Effect of *Bacillus* spp. on increased growth of seedlings in steamed and in nontreated soil. *Phytopathology* **67**:1027-1034
- BROWN, S.M.; KEPNER, J.L.; SMART, G.C. 1985
Increased crop yields following application of *Bacillus penetrans* to field plots infested with *Meloidogyne incognita*. *Soil Biology Biochemistry* **17**:483-486
- BROWN, S.M.; SMART, G.C. 1985
Attachment of *Bacillus penetrans* to *Meloidogyne incognita*. *Nematropica* **14**:171-172
- BURR, T.J.; SCHROTH, M.N.; SUSLOW, T. 1978
Increased potato yields by treatment of seed pieces with specific strain of *Pseudomonas fluorescens* and *P. putida*. *Phytopathology* **68**:1377-1383
- CABANILLAS, E.; BARKER, K.R.; DAYKIN, M.E. 1988
Histology of the interactions of *Paecilomyces lilacinus* with *Meloidogyne incognita* on tomato. *J. Nematology* **21**:362-365
- CARLING, D.E.; RONCADOR, R.W.; HUSSEY, R.S. 1996
Interactions of arbuscularmycorrhizae, *Meloidogyne arenaria*, and phosphorus fertilization on peanut. *Mycorrhiza* **6**(1):9-13

- CASTRO, C.E.; BELSER, N.O.; MCKINNEY, H.E.; THOMASON, I.J. 1989
Attractant and repellent fraction for *Meloidogyne incognita* from cucumber roots. J. Chem. Ecology **15**(4):1297-1309
- CAUQUIL, J.; SHEPHERD, R.L. 1970
Effect of root-knot nematode-fungi combinations on cotton seedling disease. Phytopathology **60**:448-451
- CAYROL, J.C.; FRANKOWSKI, J.P.; LANIECE, A.; HARDEMARE, G.D. 1978
Contre les nematodes en champignonniere: Mise au point d'une methode de lutte biologique a l'aide d'un Hyphomycete predateur: *Arthrobotrys robusta* souche „Antipoli“ (Royal 300). Revue Horticole **184**:23-30
- CAYROL, J.C.; FRANKOWSKI, J.P. 1979
Une methode de lutte biologique contre des nematodes a gallen racines appartenant au genre *Meloidogyne*. Revue Horticole **193**:15-23
- CAYROL, J.C. 1983
Lutte biologique contre les *Meloidogyne* au moyen d' *Arthrobotrys irregularis*. Revue Nematologie **6**(2):265-273
- CHANG, I.P.; KOMMEDAHL, T. 1968
Biological control of seedling blight of corn by coating kernels with antagonistic microorganisms. Phytopathology **58**:1395-1401
- CHASTER, K.S. 1933
The problem of acquired physiological immunity in plants. Quart. Rev. Biology **8**:129-324
- CHEN, J.; ABAWI, G.S.; ZUCKERMAN, B.M. 1996
Effects of selected antagonists and soil amendments on *Meloidogyne hapla* and its damage to lettuce. Phytopathology **86**(11S):S23
- CHET, I.; ORDENTLICH, A.; SHAPIRA, R.; OPPENHEIM, A. 1990
Mechanisms of biocontrol of soil-borne plant pathogens by rhizobacteria. Plant Soil **129**:85-92
- CHYLINSKA, K.M.; KNYZYPL, J.S. 1975
Decreased phenylalanine ammonia-lyase and ribonuclease activity in side roots of carrot infested with the northern root-knot nematode. Nematologica **21**:129-133
- CLEMENS, C.D.; AUMANN, J.; SPIEGEL, Y.; WYSS, U. 1994
Attractant mediated behaviour of mobile stages of *Heterodera schachtii*. Fund. Appl. Nematology **17**(6):101-112
- COBB, N.A. 1917
The *Mononchus*, a genus of free-living predatory nematodes. Soil Science **3**:431

COHN, F. 1872

Untersuchungen über Bakterien. Beiträge zur Biologie der Pflanzen. Bd. I (1875). In: SNEATH, P.H.A.; NICHOLAS, S.M.; SHARPE, M.E.; HOLT, G.J. (eds.) 1986: *BERGEY'S manual of systemic bacteriology*. Williams & Wilkins, Baltimore pp. 1130

COLLINS, R.J.; RODRIGUEZ-KABANA, R. 1970

Relationship of fertilizer treatments to nematode populations (Abstr.). *Phytopathology* **60**:1288

COLOMBO, A.; SORTINO, O.; COSENTINO, S.; NUCIFORA, A.; BARBAROSSA, B. 1996

Application of predatory fungi (*Arthrobotrys* spp.) for the control of root-knot nematodes on egg-plant in unheated plastic house. *Nematol. Abstracts* **65(4)**:215

COOK, J.R.; BAKER, K.F. 1983

The nature and practice of biological control of plant pathogens. St. Paul

COOPER, K.M.; GRANDISON, G.S. 1987

Interaction of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi and root-knot nematode on cultivars of tomato and white clover susceptible to *Meloidogyne hapla*. *Helminthological Abstracts* **56(1)**:5

CROLL, N.A. 1970

The behaviour of nematodes, their activity, senses and responses. Edward Arnold Ltd, London.

CULBREATH, A.K.; RODRIGUEZ-KABANA, R.; MORGAN-JONES, G. 1986

Chitin and *Paecilomyces lilacinus* for control of *Meloidogyne arenaria*. *Nematropica* **16(2)**:153-166

DALMASSO, A.; TOURNAY, O. 1990

Effects of enzyme incubation on penetration of *Meloidogyne arenaria* (Nematoda) in *Lycopersicon esculentum*. *Nematologica* **36**:324-326

DALY, J.M. 1984

The role of recognition in plant diseases. *Ann. Rev. Phytopathology* **22**:273-307

DAVIS, D.; DIMOND, A.E. 1953

Inducing disease resistance with plant growth regulators. *Phytopathology* **43**:137-140

DAVIS, D.; DIMOND, A.E. 1956

Site of disease resistance induced by plant growth regulators in tomato. *Phytopathology* **46**:551-552

DECKER, H. 1969

Phytonematologie. VEB Deutscher Landwirtschaftsverlag, Berlin

DECKER, H. 1960

Pratylenchus penetrans als Ursache von „Müdigkeitserscheinungen“ in Baumschulen der DDR. *Nematologica* (**Suppl. II**):68-75

DECKER, H.; FRITZSCHE, R. 1991

Resistenz von Kulturpflanzen gegen Nematoden. Akademie-Verlag Berlin

DECKER, H; DOWE, A. 1989

Untersuchungen über Wechselbeziehungen zwischen *Heterodera schachtii* und *Globodera rostochiensis* an Tomaten und die dadurch induzierte Toleranz. 13. Vortragstagung zu aktuellen Problemen der Phytonematologie, Rostock, Biologische Gesellschaft der DDR, Sektion Phytopathologie S. 36-50

DEVIDAS, P.; REHBERGER, L.A. 1992

The effects of exotoxin (Thuringiensin) from *Bacillus thuringiensis* on *Meloidogyne incognita* and *Caenorhabditis elegans*. Plant Soil **145**: 115-120

DICKINSON, S. 1959

The behaviour of larvae of *Heterodera schachtii* on nitrocellulose membranes. Nematologica **4**:60-66

DOI, R.H. 1989

Sporulation and germination. In: HARWOOD, C.R. (ed.): *Bacillus*. Plenum Press, New York

DOLEJ, S. 1998

Wirkungen von Stoffwechselprodukten des Rhizobakteriums *Bacillus subtilis* (EHRENBERG) COHN im Pathosystem Tomate (*Lycopersicon esculentum* MILL.) - *Fusarium oxysporum* f.sp. *radicisi-lycopersici* JARVIS & SHOEMAKER. Dissertation Humboldt-Universität Berlin

DOLEJ, S.; BOCHOW, H. 1996

Studies of mode of action of *Bacillus subtilis* culture filtrates in the model pathosystem tomato seedling-*Fusarium oxysporum* f.sp. *radicisi-lycopersici*. Med. Fac. Landbouww. Univ. Gent **61(2b)**:483-489

DOWE, A. 1987

Räuberische Pilze und andere pilzliche Nematodenfeinde. A Ziemens Verlag, Wittenberg Lutherstadt

DRECHSLER, C. 1941

Some Hyphomycetes parasitic on free-living terricolous nematodes. Mycologia **29**:447-552

DROPKIN, V.H. 1969

The necrotic reaction of tomatoes and other hosts resistant to *Meloidogyne*: reversal by temperature. Phytopathology **59**:1632-1637

DROPKIN, V.H.; BOONE, W.R. 1966

Analysis of host-parasite relationships of root-knot nematodes by single-larva inoculations of excised tomato roots. Nematologica **12**:225-236

DROPKIN, V.H.; HELGESON, J.P.; UPPER, C.D. 1969

The hypersensitive reaction of tomatoes resistant to *Meloidogyne incognita*: reversal by cytokinins. J. Nematology **1**:55-61

- DROPKIN, V.H.; MARTIN, G.C.; JOHNSON, R.W. 1958
Effects of osmotic concentration on hatching of some plant parasitic nematodes. *Nematologica* **3**:115-126
- DUBE, B.; SMART, G.C. 1987
Biological control of *Meloidogyne incognita* by *Paecilomyces lilacinus* and *Pasteuria penetrans*. *J. Nematology* **19**:222-227
- DUDDINGTON, C.L. 1955
Notes on the technique of handling predacious fungi. *Trans. Brit. Mycol.Soc.* **38(2)**:97-103
- DUGASSA-GUBENA, D. 1995
Zum Einfluß der vesikulären-arbuskulären Mykorrhiza auf Wachstum, Entwicklung und Gesundheit von Lein (*Linum usitatissimum* L.). Dissertation Universität Hannover
- DUSENBERRY, D.B. 1987
Theoretical range over which bacteria and nematodes locate plant roots using carbon dioxide. *J. Chem. Ecology* **13**:1617-1624
- DUSENBERRY D.B.; PLINE, M. 1986
Responses of plant-parasitic nematode *Meloidogyne incognita* to CO₂ determined by video camera-computer tracking. *J. Chem. Ecology* **13(4)**:873-888
- EDMUNDS, J.E.; MAI, W.F. 1966
Population increase of *Pratylenchus penetrans* in alfalfa and celery roots infected with *Trichoderma viride*. *Phytopathology* **56**:1320-1321
- EHRENBERG, C.G. 1835
Dritter Beitrag zur Erkenntnis großer in der Richtung des kleinsten Raumes. *Abh. Preuss. Akad. Wiss. Phys. Kl.* S.134-336. In: SNEATH, P.H.A.; NICHOLAS, S.M.; SHAPE, M.E.; HOLT, G.J. (eds.) (1986): *Bergey's manual of systemic bacteriology*. Williams & Wilkins, Baltimore
- ENDO, B.Y.; VEECH, J.A. 1970
Morphology and histochemistry of soybean roots infected with *Heterodera glycines*. *Phytopathology* **60**:1493-1498
- FAHMY, F.G.; MOHAMED, M.S. 1984
Effect of onion root exudates, sulphide compounds and culture filtrates of certain microorganisms on infectivity of tobacco mosaic and potato viruses. *Egyptian J. Phytopathology* **16(1/2)**:65-69
- FALKE, B.M. 1984
Wechselwirkungen zwischen Nematoden und Bakterien am Beispiel *Xiphinema index* THORNE & ALLEN 1950 und *Heterodera schachtii* SCHMIDT 1871. Dissertation Universität Bonn
- FALKHOF, A.G.; DEHNE, H.W.; SCHÖNBECK, F. 1988
Dependence of the effectiveness of induced resistance on environmental conditions. *J. Phytopathology* **123**:311-321

- FAULKNER, L.R.; BOLANDER, W.J. 1969
Interaction of *Verticillium dahliae* and *Pratylenchus minyus* in *Verticillium* wilt of peppermint: effect of soil temperature. *Phytopathology* **59**:868-870
- FAULKNER, L.R.; BOLANDER, W.J.; SCOTLAND, C.B. 1970
Interaction of *Verticillium dahliae* and *Pratylenchus minyus* in *Verticillium* wilt of peppermint: influence of the nematode as determined by a double root technique. *Phytopathology* **60**:100-103
- FAULKNER, L.R.; SCOTLAND, C.B. 1965
Interactions of *Verticillium dahliae* and *Pratylenchus minyus* in *Verticillium* wilt of peppermint. *Phytopathology* **55**:583-586
- FEITELSON, J.S.; PAYNE, J.; KIM, L. 1992
Bacillus thuringiensis: insects and beyond. *Biotechnology* **10**:271-275
- FERREIRA, J.H.S.; MATTHEE, F.N.; THOMAS, A.C. 1991
Biological control of *Eutypa lata* on grapevine by an antagonistic strain of *Bacillus subtilis*. *Phytopathology* **81**:283-287
- FEY, H. 1996
Untersuchungen zum Einsatz phytosanitär wirksamer *Bacillus* spp. zur Saatgutbehandlung beim Mais. *Mitt. Biol. Bundesanst. H.* **321**:470
- FIELD, J.I.; WEBSTER, J. 1977
Traps of predacious fungi attract nematodes. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* **68**:467-469
- FISCHER, I. 1997
Persönliche Mitteilungen, Institut für organische Chemie Humboldt-Universität Berlin
- FOSTER, S.J.; JOHNSTONE, K. 1989
The trigger mechanism of bacterial spore germination. In: SMITH, I.; SLEPECKY, R.A.; SETLOW, P. (eds.): Regulation of procaryotic development. American Soc. Microbiology, Washington, D.C. pp. 89-108
- FRANCL, L.J.; ROWE, R.C.; RIEDEL, R.M.; MADDEN, L.V. 1988
Effects of three soil types on potato early dying disease and associated yield reduction. *Phytopathology* **78**:159-166
- FRANKENBERGER, W.T.; ARSHAD, J.M. 1995
Phytohormones in soils. New York, Basel, Hong Kong
- FREIER, K.; KREBS, B.; JUNGE, H.; BOCHOW, H.; HUBNER, J.; HIRTE, W. 1990
Dosis-Wirkung-Beziehung und Populationdynamik bei der Anwendung des Antagonisten *Bacillus subtilis* zur biologischen Bekämpfung von *Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi*. *Zentralbl. Mikrobiologie* **145**:563-578
- FRITSCH, W. 1990
Mikrobiologie. Gustav Fischer Verlag, Jena

- FROMMEL, M.I.; NOWAK, J.; LAZAROVITS, G. 1993
Treatment of potato tubers with growth promoting *Pseudomonas* sp.: plant growth response and bacterium distribution in the rhizosphere. *Plant Soil* **150**:51-60
- FUKUDOME, N.; SAKASEGAWA, Y. 1972
Interactions between root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*) on the occurrence of Granville wilt of tobacco. *Proceedings of the Association Plant Protection, Kyushu* **18**:100-102
- GADD, C.H.; LOOS, C.A. 1941
Host specialization of *Anguillulina pratensis* (DE MAN). I. Attractiveness of roots. *Ann. Appl. Biology* **28**:372-381
- GALSKY, A.G.; MONOSON, H.L.; WILLIAMS, S.A. 1974
A bioassay for measuring crude nematode extract which induced trap formation in a predaceous fungus. *Nematologica* **20**:39-42
- GANNON, T.J.; MANILAL, V.B.; ALEXANDER, M. 1991
Relationship between cell surface properties and transport of bacteria through soil. *Appl. Environmental Microbiology* **57**:190-193
- GANTCHEVA, K. 1993
Untersuchungen der Populations- und Aktivitätsdynamik von *Bacillus subtilis* zur biologischen Bekämpfung bodenbürtiger, pilzlicher Pflanzenkrankheiten. Dissertation Humboldt-Universität Berlin
- GARBER, R.H.; JORGENSEN, E.C.; SMITH, S.N.; HYER, A.H. 1979
Interaction of population levels of *Fusarium oxysporum* f.sp. *vasinfectum* and *Meloidogyne incognita* on cotton. *J. Nematology* **11**:133-137
- GASPARD, J.T.; JAFFEE, B.A.; FERRIS, H. 1990
Meloidogyne incognita survival in soil infested with *Paecilomyces lilacinus* and *Verticilium chlamydosporium*. *J. Nematology* **22**:176-181
- GÄUMANN, E. 1951
Pflanzliche Infektionslehre. Verlag Birkenhäuser, Barsel
- GIANNAKOU, I.O.; PEMBROKE, B.; GOWEN, S.R.; DAVIES, K.G. 1997
Effects of long term storage and above normal temperatures on spore adhesion of *Pasteuria penetrans* and infection of the root-knot nematode *Meloidogyne javanica*. *Nematologica* **43**:185-192
- GIEBEL, J. 1974
Biochemical mechanism of plant resistance to nematodes: A review. *J. Nematology* **6**:175-184
- GLAZER, I.; ORION, D. 1985
An induced resistance effect of hydroxyurea on plants infected by *Meloidogyne javanica*. *J. Nematology* **17**:21-24

- GLÜCK, A. 1993
Wirkung von *Bacillus subtilis* auf die Adventivwurzelbildung von Gehölzstecklingen. Diplomarbeit Landwirt.-Gärtnerische Fakultät, Humboldt-Universität Berlin
- GOKTE, N.; SWARUP, G. 1988
On the potential of some bacterial biocides against root-knot and cyst nematodes. Indian J. Nematology **18**(1):152-153
- GOLDEN, A.M. 1953
A root-knot nematode attacking the crown, petiole, and leaf of African violet (Abstr.). Phytopathology **43**:406
- GOLDEN, J.K.; GUNDY, S.D.VAN 1975
A disease complex of okra and tomato involving the nematode, *Meloidogyne incognita* and the soil-inhabiting fungus, *Rhizoctonia solani*. Phytopathology **65**:265-273
- GOODEL, P.; FERRIS, H. 1989
Influence of environmental factors on the hatch and survival of *Meloidogyne incognita*. J. Nematology **21**:328-334
- GOSWAMI, B.K.; RAYCHAUDHURI, S.P. 1973
Host-parasite relationship of tobacco and root-knot nematode *Meloidogyne javanica* (TREUB.) CHITWOOD influenced by tobacco mosaic virus infection. Ann. Phytopath. Soc. Japan **39**:99-102
- GOWEN, S.R.; AHMED, R. 1990
Pasteuria penetrans for control of pathogenic nematodes. Aspect Appl. Biology **24**:25-31
- GOWEN, S.R.; TZORTZAKAKIS, E.A. 1994
Biological control of *Meloidogyne* spp. with *Pasteuria penetrans*. Bulletin OEPP/EPPO **24**:495-500
- GRIESBACH, E.; LATTAUSCHKE, E. 1991
Übertragung von *Clavibacter michiganensis* subsp. *michiganensis* in Tomaten-Hydroponikkulturen und Möglichkeiten zur Bekämpfung des Erregers. Nachrichtenbl. Deutsch. Pflanzenschutz **43**:69-73
- GUNDY, S.D.VAN; BIRD, A.F.; WALLACE, H.R. 1967
Aging and starvation in larvae of *Meloidogyne javanica* and *Tylenchulus semipenetrans*. Phytopathology **57**:559-571
- GUPTA, D.K.; VYAS, K.M. 1989
Efficacy of *Bacillus subtilis* against mosquito larvae (*Anopheles culicifacies*). Z. Angewandte Zoologie **76**:85-91
- GUPTA, V.K.; UTKHEDE, R.S. 1986
Factors affecting the production of antifungal compounds by *Enterobacter aerogenes* and *Bacillus subtilis*, antagonists of *Phytophthora cactorum*. Phytopathology **117**:9-16

- HAARD, K. 1968
Taxonomic studies on the Genus *Arthrobotrys* CORDA. *Mycologia* **60**:1140-1159
- HALLMANN, J. 1994
Einfluß und Bedeutung endophytischer Pilze für die biologische Bekämpfung des Wurzelgallennematoden *Meloidogyne incognita* an Tomate. Dissertation Universität Bonn
- HAMMERSCHMIDT, R.; KUC, J. 1995
Induced resistance to disease in plants. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, Boston, London
- HASHMI, S.; KRUSBERG, L.R. 1995
Factors influencing emergence of juveniles from cysts of *Heterodera zaeae*. *J. Nematology* **27**:362-369
- HASKY-GÜNTHER, K. 1996
Untersuchungen zum Wirkungsmechanismus der antagonistischen Rhizobakterien *Agrobacterium radiobacter* (Isolat G12) und *Bacillus sphaericus* (Isolat B43) gegenüber dem Kartoffelzystennematoden *Globodera pallida* an Kartoffel. Dissertation Universität Bonn
- HASSAN, S.A.; ALBERT, R.; ROST, W.M. 1993
Pflanzenschutz mit Nützlingen im Freiland und unter Glas. Verlag Eugen, Ulmer
- HASSANEIN, F.M.; EL-GOORANI, M.A. 1991
The effect of *Bacillus subtilis* on *in vitro* growth and pathogenicity of *Agrobacterium tumefaciens*. *J. Phytopathology* **133**:239-246
- HBID, C.; JACQUES, P.; RAZAFINDRALAMBO, H.; MPOYO, M.K.; MEURICE, E.; PAQUOT, M.; THONART, P. 1996
Influence of the production of two lipopeptides, Iturin A, and Surfactin S1, on oxygen transfer during *Bacillus subtilis* fermentation. *Appl. Biochemistry Biology* **57(8)**:571-579
- HEGART, K. 1987
Population measurements of two deleterious rhizobacteria in different crop rotations and in different soil. *Växtskyddsnotiser* **1**:19-23
- HENTSCHEL, K.D. 1991
Biocontrol of seed-borne *Alternaria radicina* on carrots by antagonistic *Bacillus subtilis*. *Bulletin SROP* **14**:73-76
- HENTSCHEL, K.D.; BOCHOW, H. 1990
Biologischer Pflanzenschutz gegen bodenbürtige Mykosen durch Einsatz bakterieller Antagonisten beim Gemüsebau im Gewächshaus. *Mitt. Biol. Bundesanst. H.* **266**:293
- HILTON, M.D.; ALAEDDINOGLU, N.G.; DEMAINE, A.L. 1988
Synthesis of bacilysin by *Bacillus subtilis* branches from prephenate of the aromatic amino acid pathway. *Bacteriology* **170**:482-484

- HOFFMANN, G.; NIENHAUS, F.; SCHÖNBECK, F.; WELTZIEN, H.C.; WILBERT, H. 1985
Lehrbuch der Phytomedizin. Paul Parey, Berlin und Hamburg
- HOFFMANN-HERGARTEN, S. 1994
Untersuchungen zum Einsatz von *Pseudomonas fluorescens* (MIGULA) gegen den Zystennematoden *Heterodera schachtii* (SCHMIDT) an Zuckerrüben unter Berücksichtigung von Einflußfaktoren bei der Saatgutapplikation. Dissertation Universität Bonn
- HOFFMANN-HERGARTEN, S. 1995
Persönliche Mitteilung, Institut für Pflanzkrankheiten, Abteilung Phytomedizin in Bödenökosystemen, Universität Bonn
- HOOPE, D.J.; EVANS, K. 1993
Extraction, identification and control. In: EVANS, K.; TRUDGILL, D.L.; WEBSTER, J.M. (eds.) Plant parasitic nematodes in Temperate agriculture. CAB International
- HUANG, S.P.; PEREIRA, A.C. 1994
Influence of inoculum density, host, and low-temperature period on delay hatch of *Meloidogyne javanica* eggs. J. Nematology **26**:72-75
- HUANG, T.C.; CHANG, M.C. 1975
Studies on xanthobacillin, a new antibiotic from *Bacillus subtilis* active against *Xanthomonas*. Botanical Bulletin Academia Sinica **16**:137-148
- HUBER, D.M. 1980
The role of mineral nutrition in defense. In: HORSFALL, J.G.; COWLING, E.B. (eds.): Plant disease, Vol. V, Academic Press New York
- HUBER, J.; BOCHOW, H.; JUNGE, H. 1987
Selektion und biotechnische Herstellung von Kulturlösungen mikrobieller Antagonisten zur Unterdrückung phytopathogener Bodenpilze. J. Basic Microbiology **27**:497-503
- HUSSEY, R.S.; BARKER, K.R. 1973
A comparison of methods of collecting inocula for *Meloidogyne* spp., including a new technique. Plant Disease Reporter **57**:1025-1028
- HWANG, S.F.; CHAKRAVARTY, P. 1992
Potential for the integrated control of *Rhizoctonia* root-rot of *Pisum sativum* using *Bacillus subtilis* and a fungicide. Z. Pflkrankheiten Pflschutz **99**:626-636
- IBRAHIM, S.K. 1991
Peroxidase isoenzymes from *Meloidogyne* spp. cultured on different hosts. Revue Nematologie **14**(3):335-344.
- IGNOFFO, C.M.; DROPKIN, V.H. 1977
Deleterious effects of the thermostable toxin of *Bacillus thuringiensis* on species of soil-inhabiting, myceliophagous, and plant-parasitic nematodes. J. Kansas Entomological Society **50**:394-398

- JACOB, A.; PHILIP, B.M.; MATHEW, MP. 1982
Bacillus subtilis as a pathogen on Bhindi leaf roller, *Sylepta derogata* (Pyralidae: Lepidoptera). J. Invertebrate Pathology **40**:301-302
- JACOB, F.; JÄGER, E.J.; OHMANN, E. 1981
 Kompendium der Botanik. Gustav Fischer Verlag, Jena
- JACOB, M. 1992
 Einsatz von *Bacillus subtilis* in der Cyclamenproduktion: wachstumsstimulierende und phytosanitäre Wirkungen. Gartenbaumagazin **12**:58-61
- JACOB, M.; JUNGE, H.; WERNER, E.; OBIEGLO, U. 1988
 Einsatz mikrobieller Antagonisten zur biologischen Bekämpfung der fusariösen Nelkenwelke. Nachrichtenbl. Pflschutz DDR **42**:246-250
- JACOBS, P. 1997
 Untersuchungen über die Wirkung nematophager Pilze auf *Meloidogyne* sp. *in vitro* und auf deren Befall an *Lycopersicon esculentum*. Z. Pflkrankheiten Pflschutz **104**:153-165
- JAMAL, E. 1993
 Untersuchungen zur Pflanzenschutzwirkungen von *Bacillus subtilis* (EHRENBERG) COHN und beeinflussende Faktoren gegenüber dem Möhrenscharzfäuleerreger *Alternaria radicina* (MEIER et al.). Dissertation Humboldt-Universität Berlin
- JANSSON, H. B.; NORDBRING-HERTZ, B. 1980A
 The endoparasitic nematophagous fungus *Meria coniospora* infects nematodes specifically at the chemosensory organs. J. General Microbiology **129**:1121-1126
- JANSSON, H.B. 1982
 Predacity by nematophagous fungi and its relation to the attraction of nematodes. Microbial Ecology **8**:233-240
- JANSSON, H.B.; DACKMAN, C.; ZUCKERMAN, B.M. 1987
 Adhesion and infection of plant parasitic nematodes by the fungus *Drechmeria coniospora*. Nematologica **33**:480-487
- JANSSON, H.B.; NORDBRING-HERTZ, B. 1979
 Attraction of nematodes to living mycelium of nematophagous fungi. J. General Microbiology **112**:89-93
- JANSSON, H.B.; NORDBRING-HERTZ, B. 1980B
 Interactions between nematophagous fungi and plant-parasitic nematodes: attraction, induction of trap formation and capture. Nematologica **26**:383-389
- JATALA, P. 1986
 Biological control of plant parasitic nematodes. Ann. Rev. Phytopathology **24**:453-489

JAWICH, M.; BOCHOW, H. 1989

Zum Einsatz des nematodenfangenden Pilzes *Arthrobotrys tortor* gegen *Meloidogyne* spp. auf verschiedenen Substraten im Gewächshaus. Wiss. Z. Humboldt-Univ. Berlin, R. Agrarwiss. **38**:215-220

JOHNSON, R.N.; VIGLIERCHIO, D.R. 1961

The accumulation of plant parasitic nematode larvae around CO₂ and oxygen. Proc. helm. Soc. Wash. **28**:171-174

JONES, G.F.W. 1974

Background to biological control of nematode pests. In: JONES, D.P. (eds.): Biology in pest and disease control. Blackwell Sci. Publ. pp. 249-268

JORDAAN, E.M.; LOOTS, G.C.; JOOSTE, W.J.; WAELE, D.D. 1987

Effects of root-lesion nematodes (*Pratylenchus brachyurus* GODFREY and *P. zae* GRAHAM) and *Fusarium moniliforme* SHELDON alone or in combination, on maize. Nematologica **33**:213-219

JUNGE, H. 1994

Mündliche Mitteilung. FZB Biotechnik GmbH Berlin

KARARAH, M.A.; BARAKAT, F.M.; MIKHAIL, M.S.; FOULY, H.M. 1985

Pathophysiology in garlic cloves inoculated with *Bacillus subtilis*, *Bacillus pumilis* and *Erwinia carotovora*. Egyptian J. Phytopathology **16**:1-2

KATZ, E.; DEMAINE, A.L. 1977

The peptide antibiotics of *Bacillus*: chemistry, biogenesis and possible functions. Bacteriological Reviews **41**:449-474

KATZNELSON, H.; COLE, S.E. 1965

Production of gibberelin-like substances by bacteria and actinomyces. Can. J. Microbiology **11**:733-741

KEGLER, H. 1993

Zur antiphytoviralen Wirkung eines Isolates von *Bacillus subtilis*. Arch. Phytopathologie Pflschutz. **28**:115-124

KEHLENBECK, H.; KRONE, C.; SCHÖNBECK, F. 1992

Zum Einfluß induzierter Resistenz auf die Physiologie der Ertragsbildung bei Mehltaubefallener Wintergerste. Mitt. Biol. Bundesanst. H. **183**:241

KEHLENBECK, H.; SCHÖNBECK, F. 1995

Effects of induced resistance on disease severity/yield relations in mildewed barley. J. Phytopathology **143**(9):561-567

KERRY, B. 1980

Bio-control: fungal parasites of female cyst nematodes. J. Nematology **12**:243-259

- KERRY, B. 1993
Biological control of nematodes, prospects and opportunities. Pakistan J. Nematology **11(2)**:161-162
- KERRY, B.R. 1990
An assessment of progress toward microbial control of plant-parasitic nematodes. J. Nematology **22(4S)**:621-631
- KERRY, B.R.; CRUMP, D.H. 1977
Observations on fungal parasites of females and eggs of the cereal cyst-nematode, *Heterodera avenae*, and other cyst nematodes. Nematologica **23**:193-201
- KERSTAN, U.; RÖPKE, S. 1977
Einfluß von Systemnematiziden auf das Verteilmuster der Larven von *Heterodera schachtii* im Wirtswurzelbereich. 3. Vortragstagung zu aktuellen Problemen der Phytonematologie am 2.6.1977 in Rostock, Biolog. Gesellschaft der DDR, Sektion Phytonematologie S. 104-129
- KHAN, R.M.; KHAN, M.W.; KHAN, A.M. 1985
Cohabitation of *Meloidogyne incognita* and *Rotylenchulus reniformis* in tomato roots and effects on multiplication and plant growth. Nematologie Mediteranea. **13**:153-159
- KHEIR, A.M.; OSMAN, A.A. 1977
Interaction of *Meloidogyne incognita* and *Rotylenchulus reniformis* on tomato. Nematol. Medit. **5**:113-116
- KHURANA, S.M.P.; GOSWAMI, B.K.; RAYCHAUDHURI, S.P. 1970
Interaction of maize mosaic virus with root-knot nematode *Meloidogyne incognita* (KOFOID & WHITE) CHITWOOD in maize (*Zea mays* L.). Phytopath. Zeitschr. **69**:267-272
- KIYOHARA, T. 1986
Pine wilt resistance induced by prior inoculation with avirulent isolate of *Bursaphelenchus xylophilus*. Proceedings of the USA-Japan Seminar: DROPKIN (ed.): The resistance mechanisms of pine against pine wilt disease. Honolulu Hawaii pp. 178-186
- KLINGLER, J. 1961
Anziehungsversuche mit *Ditylenchus dipsaci* unter Berücksichtigung der Wirkung des Kohlendioxids, des Redoxpotentials und anderer Faktoren. Nematologica **6**:69-84
- KLINGLER, J. 1963
Die Orientierung von *Ditylenchus dipsaci* in gemessenen künstlichen und biologischen CO₂-Gradienten. Nematologica **9**:185-199
- KLINGLER, J. 1968
Host attraction and repulsion. Vortrag I. Intern. Congr. Phytopathology. In: KÄMPFE, K. 1970
Ansatzpunkte und Perspektiven für den Einsatz stoffwechselbeeinflussender Substanzen zur Bekämpfung von Phytonematoden. Arch. Pflanzenschutz **6(3)**:249-270

- KLOEPPER, J.W. 1983
Effect of seed inoculation with plant growth promoting rhizobacteria on populations of *Erwinia carotovora* on potato roots and in daughter tubers. *Phytopathology* **73**:217-219
- KLOEPPER, J.W.; LIFSHITZ, R.; ZABLOTOWICZ, R.M. 1989
Free-living bacterial inocula for enhancing crop productivity. *Trends Biotechnology* **7**:39-44
- KLOEPPER, J.W.; RODRIGUEZ-KABANA, R.; MCINROY, J.A.; COLLINS, D.J. 1991
Analysis of populations and physiological characterization of microorganisms in rhizospheres of plants with antagonistic properties to phytopathogenic nematodes. *Plant Soil* **136**:95-102
- KLOEPPER, J.W.; RODRIGUEZ-KABANA, R.; MCINROY, J.A.; YOUNG, R.W. 1992
Rhizosphere bacteria antagonistic to soybean cyst (*Heterodera glycines*) and root-knot (*Meloidogyne incognita*) nematodes: Identification by fatty acid analysis and frequency of biological control activity. *Plant Soil* **139**:75-84
- KLUEPFEL, D.A.; MCINNIS, T.M.; ZEHR, E.I. 1993
Involvement of root-colonizing bacteria in peach orchard soils suppressive of the nematode, *Criconebella xenoplax*. *Phytopathology* **83**:1240-1245
- KNAUF, G.; MENDGEN, K. 1986
Die Haustorien von *Uromyces appendiculatus*. *Mitt. Biol. Bundesanst. H.* **232**:274
- KNOTT, A.G.; RUSSELL, A.D.; DANCER, B.N. 1995
Development of resistance to biocides during sporulation of *Bacillus subtilis*. *J. Appl. Bacteriology* **79**(5):492-498
- KOCHBA, J.; SAMISH, R.M. 1971
Effect of kinetin and 1-naphthylacetic acid on root-knot nematodes in resistant and susceptible peach rootstocks. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* **96**(4):458-461
- KOMMEDAHL, T.; MEW, I.C. 1975
Biocontrol of corn root infection in the field by seed treatment with antagonists. *Phytopathology* **65**:296-300
- KOTCON, J.B.; ROUSE, D.I.; MITCHELL, J.E. 1985
Interaction of *Verticillium dahliae*, *Colletotrichum coccodes*, *Rhizoctonia solani*, and *Pratylenchus penetrans* in the early dying syndrome of Russet Burbank potatoes. *Phytopathology* **75**:68-74
- KRASKA, T.; BRAUL, H.J.; SCHÖNBECK, F. 1992
Einfluß der induzierten Resistenz auf die Proteinbiosynthese und die Chromatinstruktur. *Mitt. Biol. Bundesanst. H.* **283**:242
- KREBS, B. 1985
Untersuchungen über verbesserte Bekämpfungsmöglichkeiten der *Fusarium*-Welke der Nelke. Dissertation Humboldt-Universität Berlin

KRIEG, A.; FRANZ, J.M. 1989

Lehrbuch der biologischen Schädlingsbekämpfung. Verlag Paul Parey, Berlin und Hamburg

KRISHNA-PRASAD, K.S. 1991

Influence of a vasicular abuscular mycorrhiza on the development and reproduction of root-knot nematode affecting fue cured tobacco. *Afro-Asian J. Nematology* **1**(2):130-134

KRUG, H. 1991

Gemüseproduktion. Verlag Paul Parey, Berlin & Hamburg

KUC, J. 1982

The immunization of cucurbits against fungal, bacterial and viral diseases. In: ASAD, Y.; BUSHEL, W.R.; OUCHI, S.; VANCE, C.P. (eds.): *Plant infection - the physiological and biochemical basis*. Japan Sci. Soc. Press, Tokyo, Spring Verlag, Berlin

KUGLER, M.; LOEFFLER, W.; RAPP, C.; KERN, A.; JUNG, G. 1990

Rhizoctin A, an antifungal phosphono-oligopeptide of *Bacillus subtilis* ATCC 6633; biological properties. *Archives Microbiology* **153**(3):276-281

KÜHN, H. 1959

Zum Problem der Wirtsfindung phytopathogener Nematoden. *Nematologica* **4**:165-171

KUMARI, M.S.; NEELGUND, Y.F. 1985

Preliminary infectivity tests using six bacterial formulations against the red flour beetle, *Tribolium castaneum*. *J. Invertebrate Pathology* **46**:198-199

LANDY, M.; WARREN, G.H.; ROSEMAN, S.B.; COLIO, L.G. 1948

Bacillomycin: an antibiotic from *Bacillus subtilis* active against pathogenic fungi. *Proc. Soc. Exp. Biol. Med.* **47**:539-541

LAUGHLIN, G.W.; WILLIAMS, A.S.; FOX, J.A. 1969

The influence of temperature on development and sex differentiation of *Meloidogyne graminis*. *J. Nematology* **1**:212-215

LEGGETT, M. 1982

Potential for biological control of onion white rot in the Fraser Valley. Proceedings of the twenty-ninth annual meeting, Canadian Pest Management Society, Vancouver, British Columbia, 12-15 July, pp. 120

LEWIS, F.B.; DUBOIS, N.R.; GRIMBLE, D.; MATTERHOUSE, W.; QUIMBLY, J. 1974

Gypsy moth: efficacy of aerial applied *Bacillus thuringiensis*. *J. Economic Entomology* **67**:351-354

LINDERMAN, R.G.; MOORE, L.W.; BAKER, K.F.; COOKSEY, D.A. 1983

Strategies for detecting and characterizing systems for biological control of soilborne plant pathogens. *Plant Disease* **67**:1058-1064

LINDNER, K.E. 1978

Milliarden Mikroben. Aulis Verlag Deubner & Co KG, Köln

- LIU, L.; KLOEPPER, J.W.; TUZUN, S. 1993
Induction of systemic resistance against cucumber bacterial angular leaf spot caused by *Pseudomonas syringae* pv. *lachrymans* with two plant growth-promoting rhizobacterial strains. *Phytopathology* **83**:1340
- LIU, L.; KLOEPPER, J.W.; TUZUN, S. 1995A
Induction of systemic resistance in cucumber against bacterial angular leaf spot by plant growth promoting rhizobacteria. *Phytopathology* **85**:843-847
- LIU, L.; KLOEPPER, J.W.; TUZUN, S. 1995B
Induction of systemic resistance in cucumber against Fusarium wilt by plant growth-promoting rhizobacteria. *Phytopathology* **85**:695-698
- LOEFFLER, W.; KRATZER, W.; KREMER, S.; KUGLER, M.; PETERSEN, F.; JUNG, G.; RAPP, C.; TSCHEN, J.S.M. 1990
Gegen Pilze wirksame Antibiotika der *Bacillus subtilis*-Gruppe. *Forum Mikrobiologie* **3**:156-163
- LUCAS, G.B.; CAMPBELL, C.L.; LUCAS, L.T. 1992
Introduction to plant diseases: Identification and management. Chapman & Hall, New York, London, Bonn
- LUCAS, G.B.; SASSER, J.M.; KELMAN, A. 1955
The relationship of root-knot nematodes to granville wilt resistance in tobacco. *Phytopathology* **45**:537-540
- LUNG, G. 1994
Phytosiderophoren in Wurzelexsudaten von Getreide als Kairomone für die Infektionsstadien von *Heterodera avenae*. *Mitt. Biol. Bundesanst. H.* **301**:336
- LYSEK, G. 1987
Zoophage Pilze. *Naturwissenschaften* **74**:482-490
- MACGUIDWIN, A.E.; ROUSE, D.I. 1990
Role of *Verticillium dahliae* and *Pratylenchus penetrans* in the potato early dying disease of Russet Burbank potato. *Phytopathology* **80**: 1077-1082
- MAGGENTI, A.R.; HARDAN, A. 1973
The effect of soil salinity and *Meloidogyne javanica* on tomato. *J. Nematology* **5**:231-234
- MAGNUSSON, M.L. 1986
Root diffusates and plant parasitic nematodes. *Växtskyddsnotiser* **50(6)**:168-170
- MAI, W.F. 1985
Plant parasitic nematodes: their threat to agriculture. In: SASSER, J.N.; CARTER, C.C. (eds.): An advanced treatise on *Meloidogyne*, I: Biology and control. Raleigh

MAISS, E. 1987

Einsatz einer Resistenzinduktion durch Kulturfiltrate von *Stachybotrys chartarum* (EHRENB. EX LINK) HUGHES und *Bacillus subtilis* (EHRENB. COHN) gegen Virose unter praxisüblichen Anbaubedingungen. Arch. Phytopathologie PflSchutz **23**:275-283

MAMIYA, Y. 1971

Effect of temperature on the life cycle of *Pratylenchus penetrans* on *Cryptomeria* seedlings and observations on its reproduction. Nematologica **17**:82-92

MANKAU, R. 1973

A semiquantitative method for isolating and observing some parasites and predators of soil nematodes. Nematropica **3**:5-6

MANKAU, R. 1975

Bacillus penetrans n. comb. causing a virulent disease of plant-parasitic nematodes. J. Invertbr. Pathology **26**:333-339

MANKAU, R. 1980A

Biological control of nematode pests by natural enemies. Ann. Rev. Phytopathology **18**:415-440

MANKAU, R. 1980B

Biocontrol: Fungi as nematode control agents. J. Nematology **12**:244-252

MANKAU, R.; IMBRIANI, J. 1975

The life cycle of an endoparasite in some Tylenchid nematodes. Nematologica **21**:89-94

MARTIN, M.J.; RIEDEL, R.M.; ROWE, R.C. 1982

Verticillium dahliae and *Pratylenchus penetrans*: interaction in early dying complex of potato in Ohio. Phytopathology **72**: 640-644

MAUCH, F.; MAUCH-MANI, B.; BOLLER, T. 1988

Antifungal hydrolases in pea tissue. II. Inhibition of fungal growth by combinations of chitinase and β -1,3-glucanase. Plant Physiology **88**:936-942

MCGRANDY, J.J.; COTTER, D.J. 1989

Fresh conifer bark reduces root-knot nematode galling of greenhouse tomatoes. Hort. Science **24**(6):973-975

McKEEN, C.D.; MOUNTAIN, W.B. 1960

Synergism between *Pratylenchus penetrans* (COBB) and *Verticillium albo-atrum* R and B in eggplant wilt. Can. J. Botany **38**:789-794

McKEEN, C.D.; REILLY, C.C.; PUSEY, P.L. 1986

Production and partial characterization of antifungal substances antagonistic to *Monilinia fructicola* from *Bacillus subtilis*. Phytopathology **76**:136-139

- MCLAUGHLIN, R.J.; SEQUEIRA, L.; WEINGARTENER, D.P. 1990
Biocontrol of bacterial wilt of potato with an avirulent strain of *Pseudomonas solanacearum*: interactions with root-knot nematodes. *American Potato Journal* **67(2)**:93-107
- MHAMMEDI, A.; PEYPOUX, F.; BESSON, F.; MICHEL, G. 1982
Bacillomycin F, a new antibiotic of iturin group: isolation and characterization. *J. Antibiotics* **35**:306-312
- MILLER, H.N.; EDUARDO, D.A.A. 1962
Leaf galls on *Siderasis fuscata* caused by the root-knot nematode *Meloidogyne incognita*. *Phytopathology* **52**:1070-1073
- MISAGHI, I.J. 1982
Physiology and biochemistry of plant - pathogen interactions. Plenum Press, New York, London
- MITTAL, N.; SAXENA, G.; MUKERJI, K.G. 1995
Integrated control of root-knot disease in crop plants using chitin and *Paecilomyces lilacinus*. *Crop Protection* **14(8)**:647-651
- MIZUBUTI, E.S.G.; MAFFIA, L.A.; MUCHOVEJ, J.J.; ROMEIRO, R.S.; BATISTA, U.G. 1995
Epidemiological aspects of *Uromyces appendiculatus* on dry bean (*phaseolus vulgaris*) after treatment with *Bacillus subtilis*. *J. Phytopathology* **143(11/12)**:689-691.
- MJUGE, S.G.; VIGLIERCHIO, D.R. 1975
Influence of growth promoters and inhibitors on tomato plants infected with *Meloidogyne incognita* and *M. hapla*. *Nematologica* **21**:476-477
- MOLINARI, S. 1991
Induction of isoperoxidases in resistant and susceptible tomato cultivars by *Meloidogyne incognita*. *Nematol. Abstracts* **60 (3)**:124
- MOLTMANN, E. 1988
Investigations of host location by juveniles of *Heterodera avenae*. *Med. Fac. Landbouww. Univ. Gent* **53(2b)**:929-939
- MONOSON, H.L.; Galsky, A.G.; STEPHANO, R.S. 1974
Studies on the ability of various nematodes to induce trap formation in a nematode-trapping fungus *Monacrosporium doedycoides*. *Nematologica* **20**:96-102
- MONOSON, H.L.; RANIERI, G.M. 1972
Nematode attraction by an extract of a predaceous fungus. *Mycologia* **64**:628-631
- MORRELL, J.J.; SILVA, A. 1996
Effect of *Bacillus subtilis* on in situ enzyme activity of two wood staining fungi (Abstr.). *Phytopathology* **86(11S)**:38

- MOTE, U.N. 1989
Histochemical test for lignin in varieties of tomato susceptible and resistant to the root knot nematode. *Helminthological Abstracts* **58(2)**:98
- MOUNTAIN, W.B. 1954
Studies of nematodes in relation to brown root rot in Ontario. *Can. J. Botany* **32**:737-759
- MOUNTAIN, W.B.; MCKEEN, C.D. 1960
Increase in the incidence of *Verticillium* wilt of eggplant in the presence of *Pratylenchus penetrans* (Abstr.). *Phytopathology* **50**:674
- MOURA, R.M.DE.; ECHANDI, E.; POWELL, N.T. 1975
Interaction of *Corynebacterium michiganense* and *Meloidogyne incognita* on tomato. *Phytopathology* **43**:1332-1335
- MÜLLER, DEIGEL, C.; ZIEGLER, H. 1989
Hormonal interactions in the rhizosphere of maize (*Zea mays* L.) and their effects on plant development. *Z. Pfl. Bodenk.* **152**:247-254
- MÜLLER, G. 1965
Bodenbiologie. Gustav Fischer Verlag, Jena
- NAPIERE, C.M. 1980
Varying inoculum levels of bacteria-nematodes and the severity of tomato bacterial wilt. *Ann. Tropic. Research* **2**:129-134
- NEMEC, S.; DATNOFF, L.E.; STRANDBERG, J. 1996
Efficacy of biocontrol agents in planting mixes to colonize plant roots and control root diseases of vegetables and citrus. *Crop Protection* **15(8)**:735-742
- NORDBRING-HERTZ, B. 1977
Nematode-induced morphogenesis in the predacious fungus *Arthrobotrys oligospora*. *Nematologica* **23**:443-451
- NORDMEYER, D; SIKORA, R.A. 1983
Effect of a culture filtrate from *Fusarium avenaceum* on the penetration of *Heterodera daveri* into roots of *Trifolium subterraneum*. *Nematologica* **29**:88-94
- NORTON, D.C. 1958
The association of *Pratylenchus hexincisus* with charcoal rot of sorghum. *Phytopathology* **48**:355-358
- NOVACKY, A. 1972
Suppression of the bacterially induced hypersensitive reaction by cytokinins. *Physiological Plant Pathology* **2**:101-104
- OBIEGLO, U. 1992
Biocontrol experiments with *Bacillus subtilis* during period of carnation cuttings under commercial conditions. *Bulletin SROP* **15**:127-129

OBIEGLO, U.; KREBS, B.; JUNGE, H. 1990

Einsatz mikrobieller Antagonisten gegen die Fusarium-Welke der Edelnelke (*Fusarium oxysporum* f.sp. *dianthi*) in hydroponischen Kulturverfahren. Nachrichtenbl. Pflschutz DDR **44**:169-171

ODUNFA, S.A. 1989

Bacteria involved in the deterioration of Nigerian palmoil under storage. International Biodeterioration **25(6)**:393-405

OERKE, E.C.; STEINER, U.; SCHÖNBECK, F. 1989

Zur Wirksamkeit der induzierten Resistenz unter praktischen Anbaubedingungen. V. Mehltaubefall und Ertrag von Winter- und Sommergerste in Abhängigkeit von der Stickstoffdüngung. Z. Pflkrankheiten Pflschutz **96**:140-153

OGALLO, I.J.; MCCLURE, M.A. 1995

Induced resistance to *Meloidogyne hapla* by other *Meloidogyne* species on tomato and pyrethrum plants. J. Nematology **27**:441-447

OGALLO, I.J.; MCCLURE, M.A. 1996

Systemic acquired resistance and susceptibility to root-knot nematodes in tomato. Phytopathology **86**:498-501

OHNO, A.; ANO, T.; SHODA, M. 1995

Effects of temperature on production of lipopeptide antibiotics, iturin A and surfactin by a dual producer, *Bacillus subtilis* RB14, in solid-state fermentation. J. Fermentation Bioengineering **80(5)**:517-519

OKA, Y.; CHET, I.; SPIEGEL, Y. 1993

Control of the root-knot nematode *Meloidogyne javanica* by *Bacillus cereus*. Biocontrol Science and Technology **3**:115-126

OMAY, S.H.; SCHMIDT, W.A.; MARTIN, P.; BANGERTH, F. 1993

Indoleacetic acid production by the rhizosphere bacterium *Azospirillum brasilense* CD. under in vitro conditions. Can. J. Microbiology **39**:187-192

OOSTENBRINK, M. 1960

Estimating nemtode populations by some selected methods. In: SASSER, J.N.; JENKINS, W.R. (eds.): Nematology. Chapel Hill, Univ. N. Carolina Press

OOSTENDROP, M. 1986A

Untersuchungen zur biologischen Bekämpfung des Rübenzystennematoden *Heterodera schachtii* (SCHMIDT) durch Saatgutbehandlung mit Bakterien. Dissertation Universität Bonn

OOSTENDROP, M. 1986B

Utilization of antagonistic rhizobacteria as a seed treatment for the biological control of *Heterodera schachtii* in sugar beet. Revue Nematologie **9**:304

- OOSTENDROP, M.; SIKORA, A.R. 1989
Seed treatment with antagonistic rhizobacteria for the suppression of *Heterodera schachtii* early root infection of sugar beet. *Revue Nematologie* **12**:77-83
- OOSTENDROP, M.; SIKORA, A.R. 1990
In vitro interrelationships between rhizosphere bacteria and *Heterodera schachtii*. *Revue Nematologie* **13**:269-274
- ORION, D. 1974
An inhibitory effect of phosfon D on the development of the root-knot nematode *Meloidogyne javanica*. *Nematologica* **20**:415-418
- OSMAN, G.Y. 1993
Effect of amino acids and ascorbic acid on *Meloidogyne javanica* CHIT. (Tylenchidae, Nematoda). *Anz. Schädlingskde. Pflschutz Umweltschutz* **66**:140-142
- OSMAN, G.Y.; SALEM, F.M.; GHATTAS, A. 1990
Bioefficacy of two bacterial insecticide strains of *Bacillus thuringiensis* as a biological control agent in comparison with a nematicide, nemacur, on certain parasitic nematodes. *Hort. Abstracts* **60**:137
- OSMAN, H.A.; KORAYEM, A.M.; AMEEN, H.H.; BADR-ELDIN, S.M.S. 1991
Interaction of root knot nematode and mycorrhizal fungi on common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Beiträge zur tropischen Landwirtschaft und Veterinarmedizin* **29(3)**:341-346
- PARRY, J.M.; TURNBULL, P.C.B.; GIBSON, J.R. 1986
Farbatlas der Bacillusarten. Sconber, Hengensberg
- PARVEEN, S.; EHTESHAMUL-HAQUE, S.; GHAFFAR, A. 1993
Biological control of *Meloidogyne javanica* on tomato and okra in soil infested with *Fusarium oxysporum*. *Pakistan J. Nematology* **11(2)**:151-156
- PEACOCK, F.C. 1961
A note on the attractiveness of roots to plant parasitic nematodes. *Nematologica* **6**:85-86
- PEACOCK, F.E. 1959
The development of a technique for studying the host-parasite relationship of the root-knot nematode *Meloidogyne incognita* under controlled conditions. *Nematologica* **4**:43-55
- PEER, R.V.; NIEWMANN, G.J.; SCHIPPERS, B. 1991
Induced resistance and phytoalexin accumulation in biological control of *Fusarium* wilt of carnation by *Pseudomonas* sp. strain WCS417r. *Phytopathology* **81**:728-734
- PERRY, R.N. 1994
Studies on nematode sensory perception as a basis for novel control strategies. *Fund. Appl. Nematology* **17(3)**:199-202
- PERRY, R.P.; CLARKE, A.J. 1981
Hatching mechanism of nematodes. *Parasitology* **83**:435-449

- PEYPOUX, F.; BESSON, F.; MICHEL, G.; LENZEN, C.; DIERICKX, L.; DELCAMBE, L. 1980
Characterization of a new antibiotic of iturin group: bacillomycin D. J. Antibiotics **33**:1146-1149
- PHAE, C.G.; SHODA, M.; KITA, N.; NAKANO, M.; USHIYAMA, K. 1992
Biological control of crown and root rot and bacterial wilt of tomato by *Bacillus subtilis* NB22. Ann. Phytopathol. Soc. Japan **58**(3):329-339
- PHILIPP, W.D. 1988
Biologische Bekämpfung von Pflanzenkrankheiten . Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart
- PICCI, G.; BAGNOLI, G.; FILIPPL, C. 1985
Influence of *Bacillus subtilis* M51 on the rhizosphere of the carnation and the length of the protective effect against *Fusarium oxysporum* f.sp. *dianthi*. In: ROBERTI, R. (eds.) Proceedings of the conference on biological control, Turin, Italy, 16 February
- PITCHER, R.S. 1965
Interrelationships of nematodes and other pathogens of plants. Helminthological Abstracts **34**:1-17
- PLINE, M.J.; DUSENBERRY, D.B. 1987
Response of the plant-parasitic nematode *Meloidogyne incognita* to carbon dioxide determined by video camera-computer tracking. J. Chemical Ecology **13**(4):873-888
- PODILE, A.R. 1996
Plant growth-promoting rhizobacteria newsletter. Notes from the world of PGPR **15**:3
- PODILE, A.R.; PRAKASH, A.P. 1996
Lysis and biological control of *Aspergillus niger* by *Bacillus subtilis* AF 1. Can. J. Microbiology **42**(6):533-538
- PODILE, A.R.; PRASAD, G.S.; DUBE, H.C. 1985
Bacillus subtilis as antagonist to vascular wilt pathogens. Current Science **54**(17):864-865
- PORT, J.C. 1976
Research on movement of *Meloidogyne* spp. juveniles towards roots. Helminthological Abstracts **45**(4):334
- PORT, J.C.; GUNDY, S.D. VAN 1981
Influence of photoperiod and temperature on migrations of *Meloidogyne incognita*. J. Nematology **20**:605-608
- PORT, J.C.; NETSCHER, C. 1978
Improved detection of low population densities of *Meloidogyne*. Nematologica **24**:129-237
- POTTER, J.W.; OLTHOF, T.H.A. 1993
Nematode pests of vegetable crops. In: EVANS, K.; TRUDGILL, D.L.; WEBSTER, J.M. (eds.) Plant parasitic nematodes in temperate agriculture. CAB International

- POWELL, N.T.; MOORE, E.L. 1961
A technique for inoculating leaves with root-knot nematodes. *Phytopathology* **51**:201-202
- PRAMER, D. 1964
Nematode-trapping fungi. *Science* **144**:382-388
- PRASAD, K.S.K.; SETTY, K.G.H. 1974
The effect of plant growth substances as soil drenches on root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*). *Indian J. Nematology* **3**:152-154
- PRASAD, K.S.K.; SETTY, K.G.H.; GOVINDU, H.C. 1976
The effect of plant growth substances as foliar sprays on root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*) and tomato. *Current Research* **5**:188-190
- PRASAD, S.S.S.V.; TILAK, K.V.B.R.; GOLLAKOTE, K.G. 1972
Role of *Bacillus thuringiensis* var. *thuringiensis* on the larval survivability and egg hatching of *Meloidogyne* spp., the causative agent of root knot disease. *J. Invertebrate Pathology* **20**:377-378
- PUSEY, P.L.; HOTCHKISS, M.W.; DULMAGE, H.T.; BAUMGARDNER, R.A.; ZEHR, E.I.; REILLY, C.C.; WILSON, C.L. 1988
Pilot tests for commercial production and application of *Bacillus subtilis* (B-3) for postharvest control of peach brown rot. *Plant Disease* **72**:622-626
- PUSEY, P.L.; WILSON, C.L.; HOTCHKISS, M.W.; FRANKLIN, J.D. 1986
Compatibility of *Bacillus subtilis* for postharvest control of peach brown rot with commercial fruit waxes, dicloran, and cold-storage conditions. *Plant Disease* **70**:587-590
- RAAIJMAKERS, J.M.; LEEMAN, M.; OORSCHOT, M.M.P.V.; DER SLUIS, I.V.; SCHIPPERS, B.; BAKKER, P.A.H.M. 1995
Dose-response relationships in biological control of *Fusarium* wilt of radish by *Pseudomonas* spp.. *Phytopathology* **85**:1075-1081
- RACKE, J. 1988
Untersuchungen zur biologischen Bekämpfung von *Globodera pallida* (STONE) an Kartoffeln durch Pflanzgutbehandlung mit antagonistisch wirkenden Rhizobakterien. Dissertation Universität Bonn
- RACKE, J.; SIKORA, R.A. 1985
Einfluß von Rhizosphärenbakterien auf *Rhizoctonia solani* und den Befall der Kartoffelsorte 'Hansa' mit *Globodera solani*. *Votr. Pflanzenzüchtg.* **9**:21-28
- RACKE, J.; SIKORA, R.A. 1992
Wirkung der pflanzengesundheitsfördernden Rhizobakterien *Agrobacterium radiobacter* und *Bacillus sphaericus* auf den *Globodera pallida*-Befall der Kartoffel und das Pflanzenwachstum. *J. Phytopathology* **134**:198-208

- RAPP, C.; JUNG, G.; KUGLER, M.; LOEFFLER, W. 1988
Rhizotocins - new phosphono-oligopeptides with antifungal activity. *Liebigs Ann. Chem.* 655-661
- RAUPACH, G.S.; KLOPPER, J.W. 1996
Biologische Bekämpfung von Cucumber Mosaic Cucumovirus (CMV) in *Cucumis sativus* L. durch PGPR-vermittelte induzierte systemische Resistenz. *Mitt. Biol. Bundesanst. H.* **321**:292
- RAUPACH, G.S.; LIU, L.; MURPHY, J.F.; TUZUN, S.; KLOPPER, J.W. 1996
Induced systemic resistance in cucumber and tomato against cucumber mosaic cucumovirus using plant growth-promoting rhizobacteria (PGPR). *Plant Disease* **80(8)**:891-894
- REDDY, M.S.; RAHE, J.E. 1989
Growth effects associated with seed bacterization not correlated with populations of *Bacillus subtilis* inoculant in onion seedling rhizospheres. *Soil Biol. Biochemistry* **21**:373-378.
- ROBERTS, P.A. 1987
The influence of planting date of carrot on *Meloidogyne incognita* reproduction and injury to roots. *Nematologica* **33**:335-342
- ROBERTS, P.A.; GUNDY, S.D.VAN; MCKINNEY, H.E. 1981
Effects of soil temperature and planting date of wheat on *Meloidogyne incognita* reproduction, soil populations and grain yield. *J. Nematology* **13**:338-345
- RODRIGUEZ-KABANA, R. 1986
Organic and inorganic nitrogen amendments to soil as nematode suppressants. *J. Nematology* **9**:129-135.
- ROSS, J.P. 1959
Nitrogen fertilization on the response of soybean infected with *Heterodera glycines*. *Plant Disease Report* **43**:1284-1286
- ROWE, R.C.; RIEDEL, R.M.; MARTIN, M.J. 1985
Synergistic interactions between *Verticillium dahliae* and *Pratylenchus penetrans* in potato early dying disease. *Phytopathology* **75**:412-418
- RYDER, H.W.; CRITTENDEN, H.W. 1962
Interrelationships of tobacco ringspot virus and *Meloidogyne acrita* in roots of soyabean (Abstr.). *Phytopathology* **52**:165-166
- RYTTER, J.L.; LUKEZIC, F.L.; CRAIG, R.; MOORMAN, G.W. 1989
Biological control of geranium rust by *Bacillus subtilis*. *Phytopathology* **79**:367-370

- SADLERS, H.M.; KEUKEN, O.; LENZ, F.; SIKORA, R.A. 1995
Wachstumsförderndes Potential eines *Bacillus subtilis*-Stammes an Tomaten und *in-vitro* Untersuchungen zu dessen Wirkung gegen phytopathogene Pilze und Wurzelgallennematoden. 9. Wissenschaftliche Tagung, Umweltverträgliche und Standortgerechte Landwirtschaft - Herausforderung für den Pflanzenschutz S.13-14 Landwirt. Fakultät der Universität Bonn
- SAEED, I.; MACGUIDWIN, A.E.; ROUSE, D.I. 1997A
Synergism of *Pratylenchus penetrans* and *Verticillium dahliae* manifested by reduced gas exchange in potato. *Phytopathology* **87**:435-439
- SAEED, I.; MACGUIDWIN, A.E.; ROUSE, D.I. 1997B
Disease progress based on effects of *Verticillium dahliae* and *Pratylenchus penetrans* on gas exchange in russet burbank potato. *Phytopathology* **87**:440-445
- SALEH, H.; SIKORA, R.A. 1984
Relationship between *Glomus fasciculatum* root colonization of cotton and its effect on *Meloidogyne incognita*. *Nematologica* **30**:230-237
- SANTO, G.S.; HOLTZMANN, O.V. 1970
Interrelationships of *Pratylenchus zeae* and *Pythium graminicola* on sugar cane. *Phytopathology* **55**:361-364
- SASSER, J.N. 1971
Einführung in die Probleme des Nematodenbefalls an den Kulturpflanzen der Welt mit einer Übersicht über gegenwertige Bekämpfungsverfahren. *Pflschutz-Nachrichten Bayer* **24**:3-50
- SASSER, J.N. 1977
Worldwide dessimation and importance of the root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.). *J. Nematology* **9**(1):26-27
- SAWHNEY, R.; WEBSTER, J.M. 1975
The role of plant growth hormones in determining the resistance of tomato plants to the root-knot nematode, *Meloidogyne incognita*. *Nematologica* **21**:95-103
- SAWHNEY, R.; WEBSTER, J.M. 1979
The influence of some metabolic inhibitors on the response of susceptible/resistance cultivars of tomato to *Meloidogyne incognita*. *Nematologica* **25**:86-93
- SAYRE, R.M.; STAAR, M.P. 1985
Pasteuria penetrans (ex THRONE, 1940) nom. rev., comb. n., sp.n., a mycelial and endospore forming bacterium parasitic in plant parasitic nematodes. *Proceedings of the Helminthological Soc. Washington* **52**:149-165
- SAYRE, R.M.; WERGIN, W.P. 1977
Bacterial parasite of a plant nematode: morphology and ultrastructure. *J. Bacteriology* **129**:1091-1101

- SCHENCK, N.C.; KLINCH, R.H.; DICKSON, D.W. 1975
Interaction of endomycorrhizal fungi and root-knot nematode on soybean. In: SANDERS, F.E.; MOSSE, B.; TINKER, P.B. (eds.): Endomycorrhizas. Academic Press, London, New York, San Francisco
- SCHWIETZ, P. 1992
Untersuchungen zum Einfluß von *Bacillus subtilis* auf die Jungpflanzenentwicklung von Zierpflanzen. Diplomarbeit Landwirt.-Gärtnerische Fakultät, Humboldt-Universität Berlin
- SCHLANG, J.; SIKORA, R.A. 1978
Untersuchungen über Wechselwirkungen zwischen *Meloidogyne arenaria*, *Verticillium dahliae* und *Phytophthora cryptogea* an *Gerbera jamesonii*. Z. Pflkrankheiten Pflschutz **85(3/4)**:203-209
- SCHLEGEL, H.G. 1992
Allgemeine Mikrobiologie. Georg Thieme Verlag, Stuttgart
- SCHMIEDEKNECHT, G. 1993
Biologische Bekämpfung von *Rhizoctonia solani* KÜHN an Kartoffeln durch mikrobielle Antagonisten. Arch. Phytopath. Pflschutz **28**:311-320
- SCHMIEDEKNECHT, G.; BOCHOW, H.; JUNGE, H. 1994
Biologische Bekämpfung bodenbürtiger Schaderreger bei Kartoffel. Mitt. Biol. Bundesanst. H. **301**:371
- SCHMIEDEKNECHT, G.; BOCHOW, H.; JUNGE, H. 1996
Biologischer Pflanzenschutz bei Kartoffeln. Mitt. Biol. Bundesanst. H. **321**:467
- SCHMIEDEKNECHT, G.; JUNGE, H.; BOCHOW, H. 1995
Biologische Bekämpfung bakterieller und pilzlicher Erkrankungen bei Kartoffeln. Mittlg. d. DPG Phytomedizin **25(3)**:32-33
- SCHÖNBECK, F. 1993
Induced resistance: mechanism and evaluation. In: Modern fungicides/ antifungal compounds. Intercept Ltd. Andover, Hampshire, UK pp. 447-460
- SCHÖNBECK, F.; STEINER, U.; KRASKA, T. 1993
Induzierte Resistenz: Kriterien, Mechanismen, Anwendung und Bewertung. Z. Pflkrankheiten Pflschutz **100**:541-557
- SCHROTH, M.N.; HANCOCK, J.G. 1981
Selected topics in biological control. Ann. Rev. Microbiology **35**:453-476
- SCHROTH, M.N.; HANCOCK, J.G. 1982
Disease suppressive soil and root-colonizing bacteria. Science **216**:1376-1381

- SCHROTH, M.N.; HENDSON, M. 1995
Metabolic, genetic, and ecological considerations of rhizobacteria as biological control agents. In: MANKA, M. (ed.): Environmental and biotic factors in integrated plant disease control. Phytopathological Society Pociety Poznan pp. 37-44
- SCHUKLA, Y.M.; CHAKRABOTRY, M.K.; PATEL, D.J. 1988
Biological activity and the nature of semiochemicals in the root exudates of host plants resistant to root knot nematodes. Tobacco Research **14(1)**:51-57
- SCORTICHINI, M.; ROSSI, M.P.; ROCCI, B.; NDZOUNBA, B. 1989
Soybean (*Glycine max* [L.] MERR.) seed decay associated with *Bacillus subtilis* (EHRENBERG) COHN, in Gabon. FAO Plant Protection Bulletin **37(2)**:87-91
- SEKIZAWA, Y.; WATANABE, T. 1981
On the mode of action of probenazole against rice blast. J. Pesticide Science **6**:247
- SELLAM, M.A.; RUSHIDI, M.A.; EL-GENDI, D.M. 1980
Interrelationship between root-knot nematodes and *Pseudomonas solanacearum* on tomato. Egyptian J. Phytopathology **12**:35-42
- SHARMA, R.D. 1996
Bacillus thuringiensis: a biological agent of *Meloidogyne incognita* on barley. Nematol. Abstracts **65(3)**:137
- SHEPHERD, A.M. 1959
The invasion and development of some species of *Heterodera* in plants of different host status. Nematologica **4**:253-267
- SIDDIQUI, Z.A.; HUSAIN, S.I. 1991
Studies on the biological control of root-knot nematode. Current Nematology **2(1)**:5-6
- SIDDIQUI, Z.A.; MAHMOOD, I. 1992
Biological control of root-knot disease complex of chickpea caused by *Meloidogyne incognita* race 3 and *Macrophomia phaseolina*. Nematologia Mediterranea **20(2)**:199-202
- SIDDIQUI, Z.A.; MAHMOOD, I. 1993A
Biological control of *Meloidogyne incognita* race 3 and *Macrophomia phaseolina* by *Paecilomyces lilacinus* and *Bacillus subtilis* alone and in combination on chickpea. Fund. Appl. Nematology **16(3)**:215-218
- SIDDIQUI, Z.A.; MAHMOOD, I. 1995
Biological control of *Heterodera cajani* and *Fusarium udum* by *Bacillus subtilis*, *Bradyrhizobium japonicum* and *Glomus fasciculatum* on pigeon pea. Fund. Appl. Nematology **18(6)**:559-566
- SIDDIQUI, Z.A.; MAHMOOD, I. 1993B
Integrated control of a root-knot disease complex of chickpea by fungal filtrates and green manuring. Nematologia Mediterranea **21(2)**:161-164

- SIDHU, G.; WEBSTER, J.M. 1977
Predisposition of tomato to the wilt fungus (*Fusarium oxysporum lycopersici*) by the root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*). *Nematologica* **23**:436-442
- SIDHU, G.S. 1978
Problems of breeding crops for resistance to disease complexes (abstr.). *Helminthological Abstracts* **47**(2):63
- SIEFERT, F.; THALMAIR, M.; LANGEBARTELS, C.; SANDERMANN, J.; GROSSMANN, K. 1996
Epoxiconazole - induced stimulation of the antifungal hydrolases chitinase and β -1,3-Glucanase in wheat. *Plant Growth Regulation* **20**:279-286
- SIKORA, R.A. 1978
Einfluß der endotrophen Mykorrhiza (*Glomus mosseae*) auf das Wirt-Parasit-Verhältnis von *Meloidogyne incognita* an Tomaten. *Z. Pflkrankheiten Pflschutz* **85**:197-202
- SIKORA, R.A. 1981
Interaction between plant parasitic nematodes, plant roots, and vesicular arbuscular mycorrhizae. *Proc. Swedish National Sc. Res. Council, Stockholm* pp. 115-136
- SIKORA, R.A. 1988
Interrelationship between plant health promoting rhizobacteria, plant parasitic nematodes and soil microorganisms. *Med. Fac. Landbouww. Univ. Gent* **53**(2b):867-878
- SIKORA, R.A.; HOFFMANN-HERGARTEN, S. 1992
Importance of plant health-promoting rhizobacteria for the control of soil-borne fungal diseases and plant parasitic nematodes. *Arab. J. Plant Protection* **10**(1):53-48
- SIKORA, R.A.; SCHÖNBECK, F. 1975
Effect of vesicular-arbuscular mycorrhiza (*Endogone mosseae*) on the population dynamics of the root-knot nematodes (*Meloidogyne incognita* and *M. hapla*). *Report and Informations, Section V, Int. Plant Protection Congress, Moskau*
- SIKORA, R.A.; TAYLOR, D.P.; MALEK, R.B.; EDWARDS, R.I. 1972
Interaction of *Meloidogyne naasi*, *Pratylenchus penetrans* and *Tylenchorhynchus agri* on creeping bentgrass. *J. Nematology* **4**:163-166
- SINCLAIR, J.B. 1989
Bacillus subtilis as a biocontrol agent for plant diseases. In: AGRIHOTRI, V.P; SINGH, N.; CHAUBE, H.S.; SINGH, U.S.; DWIVEDI, T.S. (eds.): *Prospectives in plant pathology. Today and Tomorrow's Printers and Publishers, New Delhi*, pp. 367-374
- SINDHAN, G.S.; HOODA, I.; PARASHAR, R.; HOODA, I. 1991
Effect of antagonist spray on the incidence of bacterial blight and biochemical constituents of guar plants (*Cyamopsis tetragonoloba*). *Plant Disease Research* **6**(2):28-31
- SINGH, B.; CHOUDHURY, B. 1973
The chemical characteristics of tomato cultivars resistant to root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.). *Nematologica* **19**:443-448

- SINGH, N.D. 1976
Interaction of *Meloidogyne incognita* and *Rotylenchulus reniformis* on soyabean. *Nematropica* **6**:76-81
- SINGH, V.; DEVERALL, B.J. 1984
Bacillus subtilis as a control agent against fungal pathogens of citrus fruit. *Trans. Br. Mycol. Soc.* **83**:487-490
- SITARAMAIAH, K.; PATHAK, K.N. 1979
Effect of phenolics and an aromatic acid on *Meloidogyne javanica* infecting tomato. *Nematologica* **25**:281-287
- SMALL, R.W. 1979
The effects of predatory nematodes on populations of plant-parasitic nematodes in pots. *Nematologica* **25**:94-103
- SMITH, W.H. 1976
Character and significance of forest tree root exudates. *Ecology* **57**:324-331
- SONODA, R.M.; GUO, Z. 1996
Effect of spray applications of *Bacillus subtilis* on postbloom fruit drop of citrus. *Phytopathology* **86**(11):S52-53
- SOPRUNOV, F.F. 1966
Predacious hyphomycetes and their application in the control of pathogenic nematodes. Washington, Israel Program for Scientific translation. Zitiert bei BLENDER & JANSEN 1994
- SPIEGEL, Y.; COHN, E.; GALPER, S.; SHARON, E.; CHET, I. 1991
Evaluation of a newly isolated bacterium, *Pseudomonas chitinolytica* sp. nov. for controlling the root-knot nematode *Meloidogyne javanica*. *Biological Science Technology* **1**(2):115-125
- SRIVASTAVA, R.P.; NAYAK, P.; NAIK, G. 1990
Pathogenicity of *Bacillus subtilis* (EHRENBERG) COHN on lepidopteran pests of rice (Abstr.). *Biocontrol News Information* **11**(3):230
- STANDEN, J.V.; DIMALLA, G.G. 1977
A comparison of the endogenous cytokinins in roots and xylem exudate of nematode resistant and susceptible tomato cultivars. *J. Exper. Botany* **28**(107):1351-1356
- STEINER, G. 1940
The root-knot nematode attacking stems and leaves of plants (Abstr.). *Phytopathology* **30**:710
- STEINER, G.;BUHRER, E.M.; RHOADS, A.S. 1934
Giant galls caused by the root-knot nematode. *Phytopathology* **24**:161-163
- STEINER, U. 1990
Characterisierung der biologisch aktiven Komponenten des Resistenz induzierenden Kulturfiltrates von *Bacillus subtilis*. *Mitt. Biol. Bundesanstalt H.* **266**:292

- STEINER, U.; OERKE, E.C.; SCHÖNBECK, F. 1988
Zur Wirksamkeit der induzierten Resistenz unter praktischen Anbaubedingungen IV. Befall und Ertrag von Wintergerstensorten mit induzierter Resistenz und nach Fungizidbehandlung. Z. Pflkrankh. Pflschutz **95**:506-517
- STEINER, U.; SCHÖNBECK, F. 1995
Induced resistance in monocots. In: HAMMERSCHMIDT, R.; KUC, J. (eds.): Induced resistance to disease in plants. Kluwer Academic Publishers, Netherlands pp. 86-110
- STENZEL, K.; STEINER, U.; SCHONBECK, F. 1985
Effect of induced resistance on the efficiency of powdery mildew haustoria in wheat and barley. Physiological Plant Pathology **27(3)**:357-367
- STEWART, G.R.; PERRY, R.N.; ALEXANDER, J.; WRIGHT, D.J. 1993A
A glycoprotein specific to the amphids of *Meloidogyne* species. Parasitology **106**:405-412
- STEWART, G.R.; PERRY, R.N.; WRIGHT, D.J. 1993B
Studies on the amphid specific glycoprotein gp 32 in different life cycle stages of *Meloidogyne* species. Parasitology **106**:573-578
- STIRLING, G.R. 1981
Effect of temperature on infection of *Meloidogyne javanica* by *Bacillus penetrans*. Nematologica **27**:458-462
- STIRLING, G.R. 1984
Biological control of *Meloidogyne javanica* with *Bacillus penetrans*. Phytopathology **74(1)**:55-60
- STIRLING, G.R. 1990
Fungal and bacterial antagonists of root-knot nematodes from tropical and sub-tropical regions of Australia. Second International Nematology Congress, Abstracts of Papers 142
- STIRLING, G.R. 1991
Biological control of plant parasitic nematodes: progress, problem and prospects. CAB International, Wallingford, Oxon, UK
- STIRLING, G.R.; WACHTEL, M.F. 1980
Mass production of *Bacillus penetrans* for the biological control of root-knot nematodes. Nematologica **26**:308-312
- STROBEL, N.E.; HUSSEY, R.S.; RONCADORI, R.W. 1982
Interactions of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi, *Meloidogyne incognita*, and soil fertility on peach. Phytopathology **72**:690-694
- STURHAN, D. 1988
New host and geographical records of nematode-parasitic bacteria of the *Pasteuria penetrans* group. Nematologica **34**:350-356

- STURHAN, D. 1995
Meloidogyne-Arten in Deutschland, Vorkommen, Verbreitung, morphologische Merkmale (Vortrag). 23. Tagung des Arbeitses Nematologie, 29.-30. März in Bonn
- SURESH, C.K.; BAGYARAJI, D.J.; REDDY, D.D. 1985
 Effect of vesicular-arbuscular mycorrhiza on survival, penetration and development of root-knot nematode in tomato. *Plant Soil* **87**:305-308
- SUSLOW, T.V.; SCHROTH, H.N. 1982
 Rhizobacteria of sugar beets: effects of seed application and root colonization on yield. *Phytopathology* **72**:199-206
- SWARUP, G.; GOSWAMI, B.K. 1969
 Interrelationship of root-knot nematode and leaf curl virus in tomato. *Indian J. Exp. Biol.* **7**:64-65
- SWINBURNE, T.R.; BARR, J.D.G.; BROWN, A.E. 1975
 Production of antibiotics by *Bacillus subtilis* and their effects on fungal colonists of apple leaf scars. *Trans. Br. Mycol. Soc.* **65**:211-217
- TANDA, A.S.; ATWAL, A.S.; BAJAJ, Y.P.S. 1989
 In vitro inhibition of root-knot nematode *Meloidogyne incognita* by sesame root exudate and its amino acids. *Nematologica* **35**:115-124
- TAYLOR, C.E. 1990
 Nematode interactions with other pathogens. *Ann. Appl. Biology* **116**(3):403-416
- TEGIFEL, M.C.; BEUMER, R.R.; LEIJENDEKKERS, S.; ROMBOUTS, F.M. 1996
 Incidence of *Bacillus cereus* and *B. subtilis* in foods in the Netherlands. *Food Microbiology* **13**(1):53-58
- THIERON, M.; RIESENER, H.J.; SCHEINPFLUG, H. 1995
 Systemic acquired resistance in rice: regulation of host defense reactions.. In: *Modern Fungicides & Antifungal Compounds*, Intercept Ltd.Andover, Hampshire, UK pp. 493-502
- THIMANN, K.V. 1964
 Das Leben der Bakterien. Gustav Fischer Verlag, Jena
- THORPE, W.H.; CROMBIE, A.C.; HILL, R.; DARRAH, J.H. 1947
 The behaviour of wireworms in response to chemical stimulation. *J. Exp. Biology* **23**:234-267
- THRONE, G. 1927
 The life history, habits and economic importance of some mononchs. *J. Agricultural Research* **34**(3):265-286
- TIEN, T.M.; GASKINS, M.H.; HUBBELL, D.H. 1979
 Plant growth substances produced by *Azospirillum brasilense* and their effect on the growth of pearl millet (*Pennisetum americanum* L.). *Appl. Environmental Microbiology* **37**:1016-1024

TOWNSHEND, J.L.; WEBBER, L.R. 1971

Movement of *Pratylenchus penetrans* and the soil moisture characteristics of three Ontario soils. *Nematologica* **17**:47-57

TOWNSHEND, J.L. 1964

Fungus hosts of *Aphelenchus avenae* BASTAIN, 1865 and *Bursaphelenchus fungivorus* FRANKLIN & HOOPER, 1962 and their attractiveness to these nematode species. *Can. J. Microbiology* **10**:727-737

TOWNSHEND, J.L. 1972

Influence of edaphic factors on penetration of corn roots by *Pratylenchus penetrans* and *P. minyus* in three Ontario soils. *Nematologica* **18**:201-212

TOWNSHEND, J.L.; MARKS, C.F. 1976

Available soil moisture and the expression of damage caused by *Pratylenchus penetrans* in flue-cured tobacco. *Nematologica* **22**:65-70

TRANTAPHYLLOU, A.C. 1960

Sex determination in *Meloidogyne incognita* CHITWOOD, 1949 and intersexuality in *M. javanica* (TREUB, 1885) CHITWOOD, 1949. *Ann. Inst. Phytopathology* **3**:12-13

TURNER, J.T.; BACKMAN, P.A. 1991

Factors relating to peanut yield increases after seed treatment with *Bacillus subtilis*. *Plant Disease* **75**(4):347-353

TZORTZAKAKIS, E.A.; GOWEN, S.R. 1994

The evaluation of *Pasteuria penetrans* alone and in combination with oxamyl, plant resistance and solarization for control of *Meloidogyne* spp. on vegetables grown in greenhouses in Crete. *Crop Protection* **13**:455-462

UTKHEDE, R.S.; LI, T.S.C. 1989

The role of fungi, bacteria and their interaction in apple replant disease complex in soils of British Columbia. *Acta Horticulturae* **233**:75-80

UTKHEDE, R.S.; SHOLBERG, P.L. 1986

In vitro inhibition of plant pathogens by *Bacillus subtilis* and *Enterobacter aerogenes* and *in vivo* control of two postharvest cherry diseases. *Can. J. Microbiology* **32**:963-967

UTKHEDE, R.S.; SMITH, E.M. 1992

Promotion of apple tree growth and fruit production by the EBW-4 strain of *Bacillus subtilis* in apple replant disease soil. *Can. J. Microbiology* **38**(12):1270-1273

UTKHEDE, R.S.; VRAIN, T.C.; YORSTON, J.M. 1992

Effects of nematodes, fungi and bacteria on the growth of young apple trees grown in apple replant disease soil. *Plant Soil* **139**:1-6

VANCURA, V. 1964

Root exudates of plants. I. Analysis of root exudates of barley and wheat in their initial phases of growth. *Plant Soil* **22**:21-32

- VANCURA, V.; PRIKRYL, Z.; KALACHOVA, L.; WURST, W. 1977
Some quantitative aspects of root exudation. *Ecological Bull. (STOCKHOLM)* **25**:381-386
- VANCURA, V.; STOTZKY, G. 1971
Excretions of germinating plant seeds. *Folia Microbiology* **15**:512
- VANCURA, V.; STOTZKY, G. 1976
Gaseous and volatile exudates from germinating seeds and seedlings. *Can. J. Botany* **54**:518-532
- VANCURA; HANZLIKOVÁ, A. 1972
Root exudates of plants. IV. Differences in chemical composition of seed and seedling exudates. *Plant Soil* **36**:271-282
- VEECH, J.A.; ENDO, B.Y. 1970
Comparative enzyme histochemistry in root-knot resistant and susceptible soybeans. *Phytopathology* **60**:896-902
- VIGLIERCHIO, D.R. 1961
Attraction of parasitic nematodes by plant root emanations. *Phytopathology* **51**:136-142
- VIRGEN-CALLEROS, G.; OLALDE-PORTUGAL, V.; RACHA-R, R.; CINVESTAV-IPN, U.; INIFAP-CAE-BAJO, C. 1996
Biological and chemical control of *Rhizoctonia solani* on potato in Guanajuato Mexico. *Phytopathology* **86(11S)**:118
- VON ALTEN, V.H.; SCHÖNBECK, F. 1985
Zur Infektiosität von *Uromyces phaseoli*-Uredosporen von induziert resistenten Wirtspflanzen. *Z. Pflkrankh. Pflschutz* **92**:376-391
- VRAIN, T. C.; BARKER, K.R.; HOLTZMAN, G.I. 1978
Influence of low temperature on the rate of development of *Meloidogyne incognita* and *M. hapla* larvae. *J. Nematology* **10**:311-313
- WALKER, J.E.; ABRAHAM, E.P. 1970
The structure of bacilysin and other products of *Bacillus subtilis*. *Biochem. J.* **118**:563-570
- WALLACE, H.R. 1958
Observations on the emergence from cysts and the orientation of larvae of three species of the genus *Heterodera* in the presence of host plant roots. *Nematologica* **3**:236-243
- WALLACE, H.R. 1960
Movement of eelworms. VI. The influence of soil type, moisture gradients and host plant roots on the migration of the potato-root eelworm *Heterodera rostochiensis* WOLLENWEBER. *Ann. Appl. Biology* **48**:107-120
- WALLACE, H.R. 1968
The influence of soil moisture on survival and hatch of *Meloidogyne javanica*. *Nematologica* **14**:213-242

WALLACE, H.R. 1971

The influence of temperature on embryonic development and hatch in *Meloidogyne javanica*. *Nematologica* **17**:179-186

WANDKE, H.; BOCHOW, H. 1992

Wirkung von *Bacillus subtilis* und *Streptomyces* sp. in einer hydroponischen Tomatenkultur auf Pflanzenwachstum und Unterdrückung von *Phytophthora nicotianae* var. *nicotianae*. *Mitt. Biol. Bundesanst. H* **283**:392

WEBER, E. 1980

Grundriß der biologischen Statistik. Gustav Fischer Verla, New York

WEBSTER, J.M. 1972

Nematodes and biological control. In: WEBSTER, J.M. (ed.): Economic nematology. Akademic Press, New York

WEINHOLD, A.R.; BOWMAN, T. 1965

Influence of substrate on activity of a bacterium antagonistic to *Streptomyces scabies* (Abstr.). *Phytopathology* **55**:126

WEINHOLD, A.R.; BOWMAN, T. 1968

Selective inhibition of the potato scabi pathogen by antagonistic bacteria and substrate influence on antagonistic production. *Plant Soil* **27**:12-24

WELLER, D.M. 1988

Biological control of soilborne plant pathogens in the rhizosphere with bacteria. *Ann. Rev. Phytopathology* **26**:379-407

WELLER, D.M.; COOK, R.J. 1983

Suppression of take-all of wheat by seed treatments with fluorescent pseudomonads. *Phytopathology* **73**:463-469

WILSON, C.L.; PUSEY, P.L. 1985

Potential for biological control of postharvest plant diseases. *Plant Disease* **69**:375-378

WIRTH, S.J.; WOLF, G.A. 1990

Dye-labeled substances for the assay and detection of chitinase and isozyme activity. *J. Microbiological Methods* **12**:197-205

WONG, C.L. 1964

An investigation of the relationships of *Meloidogyne javanica* with selected agricultural crops. (zitiert bei WONG & WILLETTS 1969) *Plant Soil* **145**:115-120

WONG, C.L.; WILLETTS, H.J. 1969

Gall formation in aerial parts of plants inoculated with *Meloidogyne javanica*. *Nematologica* **15**:425-428

- WORKNEH, F.; BRUGGEN, A.H.C.V. 1994
Suppression of corky root of tomatoes in soils from organic farms associated with soil microbial activity and nitrogen status of soil and tomato tissue. *Phytopathology* **84**:688-694
- YEHIA, A.M.; EL-HASSAN, S.A.; EL-BAHADLI, A.H. 1982
Biological seed treatment to control fusarium root-rot of broad bean. *Egyptian J. Phytopathology* **14**(1/2):59-66
- ZACHEO, G.; BLEVE-ZACHEO, T.; PACODA, D.; ORLANDO, C. 1996
The association between heat-induced susceptibility of tomato to *Meloidogyne incognita* and peroxidase activity. *Nematol. Abstracts* **65**(2):44
- ZACHEO, G.; ORLANDO, C.; BLEVE-ZACHEO, T. 1993
Characterization of anionic peroxidases in tomato isolines infected by *Meloidogyne incognita*. *Nematol. Abstracts* **62**(4):242
- ZAKI, M.J.; MAQBOOL, M.A. 1990
Effect of *Pasteuria penetrans* and *Paecilomyces lilacinus* on the control of root-knot nematodes of brinjal and mung. *Pakistan J. Phytopathology* **2**(1/2):37-42
- ZAKI, M.J.; MAQBOOL, M.A. 1991
Combined efficacy of *Pasteuria penetrans* and other biological agents on the control of root-knot nematode on okra. *Pakistan J. Nematology* **9**(1):49-52
- ZASPEL, I. 1988
Untersuchungen zur Wirksamkeit antagonistischer Bodenbakterien gegen *Gaeumannomyces graminis* (SACC.) v. ART et OLIVIER. *Disseration Akad. Landwirt. DDR*
- ZASPEL, I. 1992
Studies on the influence of antagonistic rhizosphere bacteria on winter wheat attacked by *Gaeumannomyces graminis* var. *tritici*. *Bulletin OILB/SROP* **15**(1):142-144
- ZAVALETA-MEJIA, E.; GUNDY, S.D.VAN 1982
Effects of rhizobacteria on *Meloidogyne* infection. *J. Nematology* **14**(1): 475A-475B
- ZAZZERINI, A.; TOSI, L. 1985
Observation on the antagonistic activity of some fungi and bacteria against *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) DE BARY. *Difesa delle Piante*. **8**(2):163-168. In: ROBERTI (eds.) *Proceedings of the conference on biological control*, Turin, 16 February 1985
- ZHANG, W.; DICK, W.A.; HOITINK, H.A.J. 1996
Compost-induced systemic acquired resistance in cucumber to *Pythium* root rot and anthracnose. *Phytopathology* **86**(10):1066-1070
- ZHANG, X.J.; WU, A.M.; WANG, J.S. 1995
Mechanism of B2 (*Bacillus subtilis*) on controlling to *Sclerotinia* blight of rape. *Eur. J. Plant Pathology XIII Int. Plant Protection Congress*, The Hague - The Netherlands 2.7. July 1995, Kluwer Academic Publishers, Abstract No. 578

ZHU, W.G.; LI, D.B. 1990

The purification of B826-II and its antagonistic to *Xanthomonas campestris* pv. *oryzae*. Acta Agriculturae Universitatis Zhejiangensis **16(2S)**:43-47

ZIMMER, J.; ISSOUFOU, I.; SCHMIEDEKNECHT, G.; BOCHOW, H. 1997

Untersuchungen zur Populationodynamik des Nutzbakteriums *Bacillus subtilis* unter kontrollierten Bedingungen. Mittlg d. DPG Phytomedizin **2**:50-51

ZIMMER, J.; ISSOUFOU, I.; SCHMIEDEKNECHT, G.; BOCHOW, H. 1998

Population dynamics of *Bacillus subtilis* as biocontrol agent under controlled conditions. Med. Fac. Landbouww. Univ. Gent. in press

ZOPF, W. 1888

Zur Kenntnis der Infektions-Krankheiten niederer Thiere und Pflanzen. Nova Acta Leop. - Carol. **52**:314-376

ZUCKERMAN, B.M.; DICKLOW, M.B.; ACOSTA, N. 1993

A strain of *Bacillus thuringiensis* for the control of plant-parasitic nematodes. Biocontrol Science Technology **3(1)**:41-46

ZUCKERMAN, B.M.; MATHENY, M.; ACOSTA, N. 1994

Control of plant-parasitic nematodes by a nematicidal strain of *Aspargillus niger*. Nematol. Abstracts **63(3)**:98

ZUCKERMANN, B.M.; JANSSON, H.B. 1984

Nematode chemotaxis and possible mechanisms of host/prey recognition. Ann. Rev. Phytopathology **22**:95-113

Eidesstattliche Erklärung

Hiermit erkläre ich an Eides statt, daß ich die vorliegende Arbeit selbständig und nur unter Verwendung der angegebenen Literatur und Hilfsmittel angefertigt habe.

Eshetu Ahmed

Berlin, Oktober 1998

Danksagung

Mein ganz besonderer dank gilt meinem Doktorvater, Herren Prof. Dr. habil. Dr. h.c. H. Bochow für die Überlassung des Themas, und zahlreichen Hinweise und Diskussion während der Anfertigung der Arbeit.

Den Mitarbeitern der FG Phytomedizin/ Angewandte Entomologie möchte ich für die angenehme Arbeitsatmosphäre und die Unterstützung bei meinen Versuchen danken.

Weiterhin danke ich Prof. Dr. Richard A. Sikora für die Ermöglichung eines Forschungsaufenthaltes in Bonn und für die Übernahme der Begutachtung dieser Arbeit.

Nicht zuletzt möchte ich dem Hochschulereuerungsprogramm (HEP) und der Claussen-Stiftung für ihre finanzielle Unterstützung danken.

Lebenslauf

Name	Eshetu Ahmed Seid
Geburtsdatum	01.01.1966
Geburtsort	Dessie
Familienstand	ledig
Nationalität	Äthiopien
Sept. 1972 - Juni 1980	Grundschule in „Catholic Elementary & Junior Secondary School“ in Dessie
Sept. 1980 - Juni 1983	Oberschule in „Hotie Secondary School“ und in „Yekatit 66 Comprehensive Secondary School“ Abschluß Abitur (Ethiopian-School-Leaving-Examination)
Sept. 1983 - Juni 1985	Studium an „Alemaya Agricultural University (AAU)“ Abschluß „Diploma“
Sept. 1985 - August 1987	Angestellter als „Technical Assistant“ an „Debre-Zeit Agricultural Research Center of the AAU“
Sept. 1987 - Juni 1988	Vorbereitung auf Hochschulstudium am Herder-Institut der Karl-Marx Universität Leipzig
Sept. 1988 - März 1993	Gartenbaustudium an der Humboldt-Universität zu Berlin, Landwirtschaftlich-Gärtnerische Fakultät Abschluß Diplom
Seit Okt. 1993	Promotionsstudium an der Humboldt-Universität zu Berlin